

Luchsumsiedlungen aus der Schweiz von 2016 – 2020 in den Pfälzerwald und in die Kalkalpen



KORA Bericht Nr. 100

Luchsumsiedlungen aus der Schweiz von 2016 – 2020 in den Pfälzerwald und in die Kalkalpen.

Autoren	Sven Signer, Andreas Ryser, Marie-Pierre Ryser-Degiorgis, Iris Marti, Simone Roberto Rolando Pisano, Christine Breitenmoser-Würsten, Kristina Vogt, Dominik Thiel, Daniela Nagl, Mirjam Pewsner, Martin Wehrle, Jakub Kubala, Branislav Tám, Michal Belák, Jochen Krebühl, Sylvia Idelberger, Urs Breitenmoser & Christian Stauffer	
Auteurs		
Authors		
Bearbeitung	Sven Signer & Christian Stauffer	
Adaptation		
Editorial		
Übersetzung	Luc Le Grand	
Traduction		
Translation		
Bezugsquelle	Als PDF: www.kora.ch	
Source	KORA Thunstr. 31 CH-3074 Muri +41 (0)31 951 70 40 info@kora.ch	
Source		
Titelbild		Freilassung von LYCKA (B394) im Pfälzerwald am 20.03.2020. Das Luchsweibchen wurde am 12.03.2020 im Val-de-Travers (NE) mit dem MICS gefangen. ©Cornelia Arens KLICKFaszination.
Page de titre		
Front cover picture		

Vorgeschlagene Zitierung/Citation proposée/Suggested citation:

Signer, S., Ryser, A., Ryser-Degiorgis, M.-P., Marti, I., Pisano, S. R. R., Breitenmoser-Würsten, C., Vogt, K., Thiel, D., Nagl, D., Pewsner, M., Wehrle, M., Kubala, J., Tám, B., Belák, M., Krebühl, J., Idelberger, S., Breitenmoser, U. & Stauffer, C. 2021. Luchsumsiedlungen aus der Schweiz von 2016 – 2020 in den Pfälzerwald und in die Kalkalpen. KORA Bericht 100, 26pp.

Anzahl Seiten/Pages: 26

ISSN 1422-5123

© KORA September 2021

Luchsumsiedlungen aus der Schweiz von 2016 – 2020 in den Pfälzerwald und in die Kalkalpen

Sven Signer, Andreas Ryser, Marie-Pierre
Ryser-Degiorgis, Iris Marti, Simone Roberto
Rolando Pisano, Christine Breitenmoser-Würsten,
Kristina Vogt, Dominik Thiel, Daniela Nagl, Mirjam
Pewsner, Martin Wehrle, Jakub Kubala, Branislav
Tám, Michal Belák, Jochen Krebühl, Sylvia
Idelberger, Urs Breitenmoser & Christian Stauffer

Digitale geografische Daten:

Gewässer und politische Grenzen: GEOSTAT, © Bundesamt für Statistik; Euromaps, © Bartholomew;
Digitales Höhenmodell: DHM 5, RIMINI, © Bundesamt für Landestopographie.

Inhalt

Zusammenfassung Pfälzerwald.....	6
Zusammenfassung Kalkalpen.....	6
1. Einleitung.....	7
1.1. Projekthintergrund Pfälzerwald.....	7
1.2. Projekthintergrund Kalkalpen.....	7
2. Arbeiten in der Schweiz von 2016 – 2020.....	8
2.1. Vorbereitungen Pfälzerwald.....	8
2.2. Vorbereitungen Kalkalpen.....	9
2.3. Umsiedlungsfänge 2016 – 2020.....	9
2.4. Ungeeignete Luchse.....	12
2.5. Umgesiedelte Luchse.....	14
3. Die neue Luchspopulation im Pfälzerwald.....	17
3.1. Umgesiedelte Luchse aus der Slowakei.....	17
3.2. Herkunft der Gründertiere.....	17
3.3. Luchsnachwuchs.....	18
3.4. Luchsverluste.....	19
3.5. Entwicklung der Luchspopulation.....	22
4. Fazit.....	23
4.1. Pfälzerwald.....	23
4.2. Kalkalpen.....	23
5. Dank.....	23
Literatur.....	25
Anhang.....	27

Zusammenfassung Pfälzerwald

Mit der Bewilligung der EU-Fördermittel hat die Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz (SNU) zum 01.01.2015 das LIFE-Projekt „Wiederansiedlung von Luchsen im Biosphärenreservat Pfälzerwald“ zusammen mit weiteren Projektpartnern gestartet. Ein Jahr später begannen die eigentlichen Umsiedlungen mit Luchsfängen in der Schweiz und der Slowakei. Je zehn Luchse (fünf Weibchen und fünf Kuder) sollten aus den beiden Ländern in den Pfälzerwald gebracht werden. Die ersten drei Luchse konnten bereits Ende Juli 2016 und die letzten beiden Luchse Ende März 2020 im Pfälzerwald freigelassen werden. Insgesamt konnten aus der Schweiz zwölf Tiere (drei Kuder und neun Weibchen) und aus der Slowakei acht Tiere (fünf Kuder und drei Weibchen) umgesiedelt werden.

In den ersten vier Jahren mit möglicher Reproduktion (17/18/19/20) konnten insgesamt mindestens 16 Jungtiere aus acht Würfen im Pfälzerwald nachgewiesen werden. Während bis 2019 nur männliche Nachkommen festgestellt wurden, konnten im Jahr 2020 erstmals zwei weibliche Jungtiere dokumentiert werden. Bei manchen Jungtieren aus früheren Würfen konnte das Geschlecht bisher noch nicht ermittelt werden. Zwei Luchsinnen (JARA und GAUPA) waren bereits bei der Freilassung im Pfälzerwald trächtig und haben dann dort bereits im ersten Jahr erfolgreich Junge aufgezogen. Ob ISIS, welche im Jahr 2020 umgesiedelt wurde und ebenfalls schon beim Fang trächtig war, Junge geboren hat, ist nicht bekannt. Erfreulicherweise haben sich Luchse unterschiedlicher Quellenpopulationen bereits miteinander verpaart: Im Jahr 2018 ROSA (Nordostschweiz) und LUCKY (Karpaten) und im Jahr 2019 MALA (Jura) und WRANO (Karpaten). Bei manchen Würfen konnte der Vater bisher noch nicht ermittelt werden. Bis April 2021 gab es in der noch kleinen Population vier bekannte Verluste (1x Autounfall, 1x Zugunfall, 1x gebrochene Vorderpfote mit anschließender Euthanasie und 1x tödlich verlaufender Entzündungsprozess). Zudem leben Luchskuder AR-COS und das Weibchen BELL relativ isoliert vom Kern der wiederangesiedelten Population.

Die Gründung dieser neuen Population im Pfälzerwald ist ein wichtiger Schritt in der Vernetzung der Luchsvorkommen im Gebiet des Oberrheins. Die Wanderungen von mehreren Luchsen haben gezeigt, dass der Austausch zwischen Pfälzerwald/Nordvogesen und Zentralvogesen über die Zaberner Steige bereits jetzt erfolgt. Ziel ist eine möglichst flächendeckende Verbreitung und Vernetzung der vier – momentan noch ziemlich isolierten – Vorkommen Jura, Süd/Zentral-Vogesen, Nord-Vogesen/Pfälzerwald und Schwarzwald im Sinne einer Metapopulation.

Zusammenfassung Kalkalpen

Nach dem Bekanntwerden von zwei Fällen von Luchswilderei ersuchte der Arbeitskreis LUKA (Luchs Kalkalpen) die Schweizer Behörden im Jahr 2017 um die Lieferung von zwei Luchsen. Hintergrund dieser Umsiedlungen ist der Konsens des Arbeitskreises „LUKA“, jede bekannte illegale Tötung eines Luchses durch die Freilassung von einem neuen Individuum auszugleichen. Nach der Umsiedlung von JURI und AIRA im Jahr 2017 zählt die Luchspopulation nach aktuellsten Schätzungen (2019) rund sechs Individuen (drei Kuder und drei Weibchen). Von

2015 bis 2020 wurde allerdings nur einmal (2018) ein Jungtier fotografiert. Als Ursache für die fehlende Reproduktion werden zu enge genetische Verwandtschaft und Testosteronmangel beim dominanten Kuder vermutet. Angesichts der sehr kleinen Anzahl an Individuen und der fehlenden Reproduktion steht die Population in den Kalkalpen auf wackeligen Beinen und ihr Fortbestehen ist nicht gesichert.

1. Einleitung

In diesem Bericht dokumentieren wir alle Tätigkeiten im Zusammenhang mit Luchsumsiedlungen aus der Schweiz für den Zeitraum von 2016 bis 2020. Der Schwerpunkt liegt auf dem grossen Wiederansiedlungsprojekt im Biosphärenreservat Pfälzerwald und wo es angebracht ist, gehen wir auch auf die bestandstützende Umsiedlung von zwei Luchsen in den Nationalpark Kalkalpen ein.

1.1 Projekthintergrund Pfälzerwald

Mit der Bewilligung der EU-Fördermittel hat die Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz zum 01.01.2015 das LIFE-Projekt „Wiederansiedlung von Luchsen im Biosphärenreservat Pfälzerwald“ gestartet. Zusammen mit den französischen Nordvogesen bildet der Pfälzerwald ein rund 3'100 km² umfassendes und walddreiches Biosphärenreservat. Mit finanzieller Hilfe durch die Europäische Kommission wollte die Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz bis zum Jahr 2020 bis zu 20 Luchse aus Wildfängen umsiedeln. Aufgrund einer Anfrage durch die deutschen Projektverantwortlichen hat das Bundesamt für Umwelt (BAFU) beschlossen, dieses Projekt mit Luchsen aus der Schweiz zu unterstützen. Das BAFU, als Vertreter der Schweizerischen Eidgenossenschaft, beauftragte die Stiftung KORA mit der Durchführung der Fänge, welche immer in enger Absprache mit den kantonalen Jagdverwaltungen erfolgte. Das Zentrum für Fisch- und Wildtiermedizin (FIWI) der Universität Bern gewährleistete die veterinärmedizinische Beurteilung der umzusiedelnden Luchse. Der Natur- und Tierpark Goldau stellte die Quarantänestation zur Verfügung und überwachte die Luchse während dieser Zeit. Ab 2018 stellte der Kanton St. Gallen zudem ein eigenes Fangteam, bestehend aus Wildhütern und Tierärzten.

1.2 Projekthintergrund Kalkalpen

Anfang der 2000-er Jahre bestätigte eine Fotofallenaufnahme die Anwesenheit von mindestens einem Luchs in den Kalkalpen (Breitenmoser & Breitenmoser-Würsten 2008). Als bestandstützende Massnahme wurden im Jahr 2011 zwei Luchse (JURO und FREIA) und im Jahr 2013 ein Luchs (KORA) aus der Schweiz in die Kalkalpen umgesiedelt. Nach dem Bekanntwerden von zwei Fällen von Luchswilderei ersuchte der Arbeitskreis LUKA (Luchs Kalkalpen) die Schweizer Behörden im Jahr 2017 um die Lieferung von zwei weiteren Luchsen. Der Arbeitskreis LUKA setzt sich aus Vertretern des Nationalpark Oberösterreichische (OÖ) Kalkalpen, des OÖ Landesjagdverbandes, des Forschungsinstituts für Wildtierkunde und Ökologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien, des Naturschutzbundes, des WWF, des Bundesministeriums für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft (BMLFUW), der Österreichischen Bundesforste sowie der Bezirksbauernkammern Steyr Land und Kirch-

dorf a.d. Krems zusammen. Hintergrund dieser Umsiedlungen ist der Konsens des Arbeitskreises LUKA, jede bekannte illegale Tötung eines Luchses durch die Freilassung von einem neuen Individuum auszugleichen (Nationalpark Kalkalpen 2017), um das erneute Verschwinden dieser Tierart zu verhindern.

2. Arbeiten in der Schweiz von 2016 – 2020

2.1 Vorbereitungen Pfälzerwald

Vor dem Beginn der eigentlichen Umsiedlungen haben sich die verschiedenen Projektbeteiligten zu einem Kick-Off-Meeting getroffen. Um einen reibungslosen und koordinierten Ablauf des Umsiedlungsprojekts zu gewährleisten, haben wir zusammen mit den Projektpartnern ein umfassendes Dokument, welches sicherstellt, dass alle involvierten Personen nach den gleichen Standards (Protokolle, Arbeits- und Kommunikationsabläufe) arbeiten, verfasst (Translocation of lynx from Switzerland and Slovakia to the Palatinate Forest; siehe Anhang). Darin werden unter anderem Fangmethoden (Appendix A), Narkose und veterinärmedizinische Überwachung (Appendix B), Transport, (Appendix C), Anforderungen an die Quarantänestation (Appendix D) und Kriterien umzusiedelnder Tiere (Appendix E) spezifiziert.

Damit zwei Fangteams gleichzeitig arbeiten können, haben wir zwei identische Feldapotheken organisiert. Ebenfalls haben wir nach einer geeigneten Quarantänestation gesucht und dabei verschiedene Institutionen besichtigt. Mit der Unterstützung vom veterinärmedizinischen Labor der Universität Zürich haben wir eine Risikoanalyse in Bezug auf die mögliche Verschleppung von Krankheitserregern aus der Schweiz in den Pfälzerwald durchgeführt und eine Liste der notwendigen Laboranalysen festgelegt (Ryser-Degiorgis et al. 2021). Schliesslich haben wir einen Kurs für die Deutschen Partner organisiert, um die veterinärmedizinischen Herausforderungen und vorgeschlagenen Vorgehensweisen vorzustellen und offene Fragen zu klären. Dabei wurde der Gesundheitsrisikoanalyse und den Transportrisiken besondere Aufmerksamkeit geschenkt. Wir haben neue Transportboxen zur Verbesserung der Transportbedingungen und Minimierung der damit verbundenen Risiken entwickelt und gebaut. Eine Absichtserklärung wurde vor Projektbeginn von allen Partnern unterschrieben, in dem die Rollen und Verantwortlichkeiten festgelegt wurden. Nicht zuletzt wurde unter der Leitung des BAFU eine Kommunikationsmatrix entwickelt, um einen effizienten und reibungslosen Informationsfluss sicherzustellen.

Vor dem Beginn jeder Fangsaison haben wir in enger Absprache mit der zuständigen Bundesbehörde und den deutschen Projektpartnern die Umsiedlungskriterien der vorherigen Jahre evaluiert und im Hinblick auf die kommende Saison beurteilt und allenfalls neu definiert. Die Fangstrategie und die Umsiedlungskriterien mussten immer wieder den neusten Gegebenheiten angepasst werden. Mögliche Kastenfallenstandorte haben wir jedes Jahr mit den kantonalen Behörden und den zuständigen Wildhütern und Jägern besprochen und festgelegt. Um alle an Fängen beteiligten Personen auf den neusten Stand zu bringen, haben wir vor jeder Fangsaison einen Auffrischkurs durchgeführt. Dabei standen die wichtigsten Punkte zum Thema Fang, Narkose und Transport von Luchsen im Zentrum. Wir haben jedes Jahr einen Kriterienkatalog zur Unterscheidung von geeigneten und ungeeigneten

Luchsen erstellt, um im Feld schnell entscheiden zu können, ob ein Individuum in die Quarantäne nach Goldau gebracht werden soll oder nicht. Die nötigen CITES Ausfuhrbewilligungen beantragten wir jeweils im November vor der Fangsaison beim Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen (BLV).

2.2 Vorbereitungen Kalkalpen

Die im Rahmen der Projektplanung für die Wiederansiedlung Pfälzerwald getätigten Vorbereitungen und gefassten Beschlüsse konnten wir für die Umsiedlungen in die Kalkalpen übernehmen und es waren keine grösseren Anpassungen nötig. Das Vorrangrecht auf gefangene Luchse haben wir mit den Deutschen und Österreichischen Projektpartnern abgesprochen und die nötigen CITES Ausfuhrbewilligungen auch für das Land Österreich eingeholt.

2.3 Umsiedlungsfänge 2016 - 2020

In der Schweiz waren jährlich Luchsfänge für die Periode Januar bis April von 2016 bis 2020 geplant. Fangversuche haben wir in den Luchsmanagement-Kompartimenten Jura Süd, Jura Nord und Nordostschweiz unternommen (Abb. 1). Wegen des hohen Grades an Inzucht wurde auf Fänge in den restlichen Luchskompartimenten verzichtet. Die maximale Anzahl der zu entnehmenden Tiere pro Jahr richtete sich nach der Abundanz des Luchses im jeweiligen Kompartiment und durfte 10% davon nicht überschreiten. Nach den aktuellsten Schätzungen lag die Luchsdichte im Jura Nord bei 2.55 (Kunz et al. 2019), im Jura Süd bei 3.48 (Zimmermann et al. 2018) und in der Nordostschweiz bei 2.53 (Kunz et al. 2018) selbständigen Luchsen (ohne juvenile Tiere) pro 100 km² geeignetem Luchshabitat. Für das Jahr 2018 entsprach dies rund 29 selbständigen Luchsen in der Nordostschweiz, 39 im Jura Süd und 36 im Jura Nord (KORA unveröffentlichte Daten).



Abb. 1. Standorte der Luchsfänge für den Pfälzerwald (schwarze Punkte) und die Kalkalpen (rote Punkte) und Luchsmanagement-Kompartimente in der Schweiz und Liechtenstein. Mehrere Fänge können am gleichen Ort stattgefunden haben (Kastenfallen). Für die Umsiedlungen haben wir Luchse im Jura (Nord und Süd) und in der Nordostschweiz gefangen.

Aufgrund fehlender geeigneter Quarantäne-Möglichkeiten konnten wir in der ersten Fangsaison (2016) nur Tiere vormarkieren. Das heisst: Luchse wurden gefangen und mit der Absicht eines späteren Wiederfangs mit einem GPS-Halsband ausgerüstet. Insgesamt haben wir sechs Individuen vormarkiert (Tab. 1), drei davon haben wir später wiedergefangen. Für die Luchsfänge verwendeten wir drei verschiedene Systeme (Abb. 2, Appendix A). In der gesamten Projektperiode gab es 33 Fangversuche mit Schlingenfallen und zwei Fangversuche mit dem MICS (minimally invasive capture system, ferngesteuertes Narkosegewehr, Ryser et al. 2005) an frisch gerissenen Wildtieren. Zudem haben wir in den fünf Jahren insgesamt 38 Kastenfallen auf bekannten Luchswechseln aufgestellt. Sowohl bei den Rissmeldungen als auch bei der Betreuung der Kastenfallen konnten wir auf die tatkräftige Unterstützung der Wildhut und der Jägerschaft zählen. 23 Luchse haben wir mit Schlingen, 13 mit Kastenfallen und einer mit dem MICS gefangen. Das Luchsweibchen ALOSA wurde zudem als Waise behändigt. Insgesamt entspricht dies 38 erfolgreichen Luchsfängen. Jeder erfolgreiche Umsiedlungsfang (d. h. wenn das Tier in die Quarantäne gebracht wurde) wurde den beteiligten Kantonen und dem BAFU innert Tagesfrist kommuniziert.



Abb. 2. Luchsfangsysteme. A: Schlingenfallen. B: MICS=minimally invasive capture system, ferngesteuertes Narkosegewehr, Ryser et al. 2005. C: Kastenfallen auf Wechseln.

2.4 Ungeeignete Luchse

Gefangene Luchse wurden vor Ort einer ersten veterinärmedizinischen Untersuchung unterzogen und mit Hilfe des erstellten Kriterienkatalogs individuell beurteilt (Appendix E). Mögliche Umsiedlungskandidaten mussten einer Reihe verschiedener Anforderungen genügen (Gesundheit, Genetik, Alter, Geschlecht und keine gerissenen Nutztiere). Die Narkoseüberwachung und Beurteilung des Gesundheitszustands erfolgte stets durch erfahrene Tierärztinnen und Tierärzte (Appendix B). 18 gefangene Individuen entsprachen den Kriterien für eine Umsiedlung nicht. Der anteilmässig wichtigste Ausschlussgrund (Abb. 3, Tab. 1) war die Infektion mit dem Felinen Immundefizienz-Virus (FIV) und das damit verbundene Ausschlusskriterium „Nackebiss“ (Abb. 4; zusammen 30% oder drei erkrankte Tiere und vier Weibchen mit Nackebiss). Da die Übertragung von FIV über Speichel und/oder Blut erfolgt, und dies typischerweise über Bisswunden geschieht und im Bluttest nicht sofort nachweisbar ist, wurden Weibchen mit frischem Nackebiss von der Umsiedlung ausgeschlossen. Der zweithäufigste Ausschlussgrund (26%) waren Herzgeräusche (Abb. 3, Tab. 1). Herzgeräusche sind mit dem Stethoskop hörbare Anomalien. Das Vorkommen eines Herzgeräusches muss nicht immer mit einem kranken Zustand in Verbindung stehen, aber diese Anomalien werden möglicherweise vererbt. Bei einem Fang im Kanton Neuenburg wurde zudem zum ersten Mal eine Infektion mit dem Felinen Leukämie-Virus (FeLV) beim Eurasischen Luchs nachgewiesen. Da das Tier einen sehr gesunden Eindruck machte, keine Viren im Blut (Virämie) sondern nur "inaktive" FeLV-Partikel (Provirus) aufwies und daher als nicht ansteckend beurteilt wurde, wurde es mit einem GPS-Halsband ausgerüstet an den Fangort zurückgeführt. Tiere, welche die Kriterien für eine Umsiedlung nicht erfüllten, wurden – wie in der Fangstrategie vorgesehen – entweder am Fangort wieder freigelassen (n=15) oder euthanasiert (n=3). Nachdem in den ersten beiden Jahren drei Individuen aufgrund eines FIV-positiven Befundes und sich häufenden Krankheitserscheinungen eingeschläfert werden mussten, wurde diese Infektion im weiteren Projektverlauf nicht mehr nachgewiesen. Die euthanasierten Luchse wurden eingehend pathologisch und virologisch untersucht.

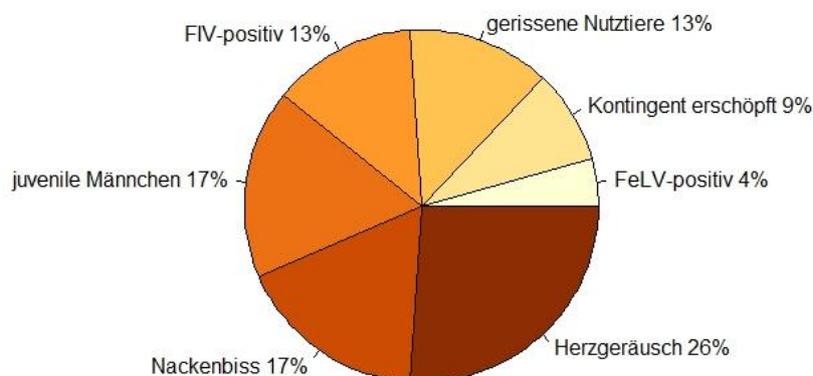


Abb. 3. Anteile der Ausschlussgründe gefangener, ungeeigneter Luchse (n=18, ohne vormarkierte Tiere). Ein Individuum kann aufgrund mehrerer Gründe ausgeschlossen worden sein. Kontingent erschöpft heisst, dass vom jeweiligen Geschlecht in der entsprechenden Fangsaison kein Tier mehr umgesiedelt werden konnte. FIV: Felines Immundefizienz-Virus, FeLV: Felines Leukämie-Virus.



Abb. 4. Luchsin B619 mit massivem Nackenbiss. Der Nackenbiss erfolgt bei der Paarung, indem das Männchen das Weibchen in den Nacken beisst, um den Eisprung auszulösen (induzierte Ovulation; Breitenmoser & Breitenmoser-Würsten 2008). Da eine Übertragung von FIV über Speichel und/oder Blut möglich, aber diagnostisch noch nicht nachweisbar wäre, konnte dieses Weibchen nicht umgesiedelt werden. Sie wurde am 19.03.2019 im Kanton Baselland gefangen und - wie in der Fangstrategie vorgesehen - am Fangort wieder freigelassen.

Tab. 1. In der Schweiz gefangene, aber nicht umgesiedelte Luchse 2016 – 2020 (n=24). S=Schlingenfalle, K=Kastenfalle. Vormarkierung=im ersten Jahr wurden Luchse –mit der Absicht eines Wiederfangs im zweiten Jahr (n=3) mit einem GPS-Halsband vormarkiert (n=6). *Kursiv=für die Kalkalpen gefangener Luchs.*

Datum	Kt.	X	Y	Falle	Luchs	Geschlecht	Ausschluss
10.02.2016	SO	614140	241513	S	WENG	M	Vormarkierung
20.02.2016	BL	616236	261203	S	SENI	M	Vormarkierung
05.03.2016	SO	598405	229552	S	BELL	W	Vormarkierung
<i>19.03.2016</i>	<i>SO</i>	<i>608282</i>	<i>237920</i>	<i>K</i>	<i>ADIN</i>	<i>M</i>	<i>FIV</i>
06.04.2016	SO	604755	236673	S	WERA	W	Vormarkierung
09.04.2016	SG	737952	228211	K	LENN	M	Vormarkierung
13.04.2016	BE	584312	230806	S	NAIA	W	Vormarkierung
09.02.2017	BE	594648	226657	S	NAIA	W	FIV
17.02.2017	JU	580665	244190	S	SENI	M	FIV
06.04.2017	BE	585596	231022	S	JOLY	W	Nackenbiss
21.02.2018	BE	576952	225348	K	B274	M	Herzgeräusch & gerissene Nutztiere
22.02.2018	BE	576952	225347	K	B552	M	Herzgeräusch
21.03.2018	SO	597443	253862	K	B501	M	Herzgeräusch
31.03.2018	BE	590403	235569	S	B291	W	Nackenbiss
03.04.2018	BE	582641	226454	S	B648	M	juveniles Männchen
07.04.2018	SG	718650	246350	S	B641	M	juveniles Männchen
12.04.2018	BE	579934	221863	S	ZUNA	W	Nackenbiss
13.02.2019	VD	518826	173151	S	B683	M	juveniles Männchen
14.02.2019	VD	518826	173151	S	B685	M	juveniles Männchen
18.02.2019	NE	544416	201645	K	EROS	M	FeLV-positiv
26.02.2019	BE	592675	234471	K	CARV	M	Kontingent erschöpft, Herzgeräusch & gerissene Nutztiere
26.02.2019	NE	544416	201645	K	B634	M	Herzgeräusch
06.03.2019	BE	576952	225348	K	B274	M	Kontingent erschöpft, Herzgeräusch & gerissene Nutztiere
19.03.2019	BL	623632	254799	S	B691	W	Nackenbiss

2.5 Umgesiedelte Luchse

Geeignete Luchse wurden sofort nach dem Fang in den Natur- und Tierpark Goldau transportiert (Appendix C), wo jedes Tier eine Quarantäne durchlief (Appendix D, Abb. 5). Diese Quarantänezeit war nötig, um die Resultate der aufwändigen Labortests abzuwarten, die für den Grenzübertritt notwendig waren. Unter der Aufsicht des Tierarztes Martin Wehrle und mit der Unterstützung der Tierpfleger verbrachten die Luchse durchschnittlich acht Tage (5–11) in der Quarantäne, die drei FIV-infizierten Luchse ausgenommen. Alle Individuen wurden ausschliesslich mit Unfallreihen gefüttert, um eine mögliche Gewöhnung an atypische Beutetiere zu vermeiden. Besucher des Tierparks hatten keinen Zugang zu den Quarantänegehegen, um unnötigen Stress und eine allfällige Gewöhnung an den Menschen zu vermeiden. Mittels Videokamera wurden die Tiere rund um die Uhr überwacht, um bei möglichen Gefahrensituationen oder gesundheitlichen Problemen eingreifen zu können. Obwohl teilweise wegen Knappheit an Quarantäneplätzen die Fänge vorübergehend eingestellt werden mussten, hielten wir nur einmal zwei Luchse zusammen in einer Quarantänebox, nämlich NAIA und SENI, die beide mit FIV infiziert waren und zur Ermöglichung einer längeren Beobachtungsdauer ihres Gesundheitszustands und Befreiung des zweiten Geheges zusammengelegt wurden.

Die in die Kalkalpen umgesiedelten Luchse wurden ebenfalls in den Natur- und Tierpark Goldau gebracht ausser ADIN, da 2016 noch keine Quarantänestation in der Schweiz gefunden worden war. ADIN wurde deshalb direkt nach Österreich in die Quarantänestation im Alpenzoo Innsbruck gefahren, wo er aufgrund einer Infektion mit FIV euthanasiert werden musste. Eine weitere erwähnenswerte Erfahrung in Zusammenhang mit den veterinärmedizinischen Vorbeugemassnahmen ist die erfolgreiche Behandlung einer schweren bakteriellen Augenentzündung von AIRA während der Quarantänezeit. Sie wurde Monate nach der Freilassung in Österreich fit und unauffällig fotografiert.



Abb. 5. Ausstattung eines Innengeheges der Quarantänestation im Natur- und Tierpark Goldau. Jedes Gehege verfügte jeweils über einen Innen- und Aussenraum. Die meisten Luchse hielten sich bevorzugt im Aussenbereich des Geheges auf. © Martin Wehrle.

Von den 38 gefangenen Luchsen konnten zwölf Individuen nach Deutschland in den Pfälzerwald, sowie zwei Individuen (ein Kuder und ein Weibchen) in den Nationalpark Kalkalpen (Oberösterreich) umgesiedelt werden (Abb. 6). Von den zwölf nach Deutschland gebrachten Luchsen waren drei Kuder und neun Weibchen (Abb. 7, Tab. 2). Das Alter der umgesiedelten Tiere reichte von zwei bis neun Jahren, und betrug im Durchschnitt 4.7 Jahre (Kuder 2.5 Jahre, Weibchen 5.2 Jahre). Vier Weibchen konnten aus der Nordostschweiz und fünf Weibchen aus dem Jura entnommen werden, wobei eines davon als Waise eingefangen, im Juraparc gehalten und nach Deutschland umgesiedelt wurde (ALOSA). Die drei umgesiedelten Luchskuder stammen alle aus der Jura-Population. Die zwei in Österreich freigelassenen Individuen wurden ebenfalls in der Jura-Population gefangen.

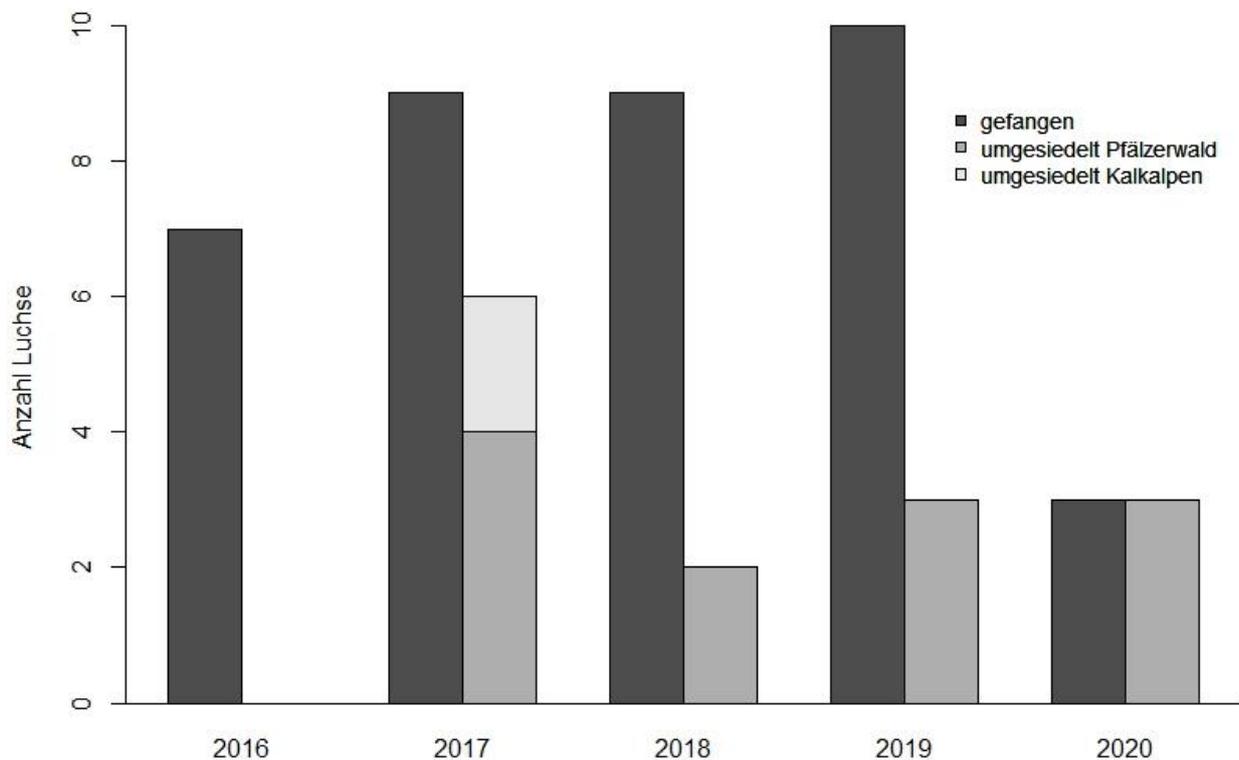


Abb. 6. Anzahl in der Schweiz gefangener und umgesiedelter Luchse von 2016 – 2020. Die Anzahl der Fänge (n=38) übersteigt die Anzahl umgesiedelter Individuen (n=14) deutlich. Zwölf Individuen wurden in den Pfälzerwald und zwei Individuen in den Nationalpark Kalkalpen umgesiedelt.



Abb. 7. In der Schweiz gefangene und in den Pfälzerwald umgesiedelte Luchsindividuen mit Namen und Abkürzung des Herkunftskantons und Umsiedlungsjahr in Klammern.

Tab. 2. In der Schweiz gefangene und umgesiedelte Luchse 2016 – 2020. S=Schlingenfalle, K=Kastenfalle, MICS=minimally invasive capture system, ferngesteuertes Narkosegewehr, Ryser et al. 2005. *Kursiv=in die Kalkalpen umgesiedelte Individuen.*

Fang	Umsiedlung	Kt.	X	Y	Falle	Luchs ID CH	Luchs ID DE	Geschlecht	letzter Nachweis/Verbleib
25.02.2017	07.03.2017	VD	528609	182228	K	LIXY	ARCOS	M	Abgewandert in die Zentralvogesen, letzter Nachweis November 2020
<i>02.03.2017</i>	<i>17.03.2017</i>	<i>VD</i>	<i>528609</i>	<i>182228</i>	<i>K</i>	<i>AIRA</i>	-	<i>W</i>	<i>23.02.2020</i>
<i>07.03.2017</i>	<i>17.03.2017</i>	<i>VD</i>	<i>522882</i>	<i>172066</i>	<i>S</i>	<i>JURI</i>	-	<i>M</i>	<i>16.03.2020</i>
28.03.2017	05.04.2017	BE	585260	227845	S	BELL	BELL	W	abgewandert Donnersbergkreis, letzter Nachweis September 2019
08.04.2017	13.04.2017	SG	731279	233087	S	B314/HAVA	ROSA	W	Januar 2021
-	20.12.2017	VD	516135	171746	K	B551	ALOSA	W	Euthanasiert Februar 2018
08.03.2018	16.03.2018	VD	511584	164403	K	B623	JURI	M	Tot (entzündete Pfote) Februar 2020
08.04.2018	18.04.2018	SG	717050	237470	S	B315	JARA	W	Dezember 2018
25.01.2019	05.02.2019	VD	530961	183274	S	B264	MALA	W	Januar 2021
13.02.2019	22.02.2019	SG	756880	245390	S	B354	GAUPA	W	Februar 2021
26.02.2019	07.03.2019	NE	544416	201645	K	B628	LIBRE	M	GPS-Halsband aktiv
15.02.2020	21.02.2020	SG	758550	242340	S	B642	ISIS	W	Januar 2021
12.03.2020	20.03.2020	NE	548815	201628	MICS	B394	LYCKA	W	GPS-Halsband aktiv
14.03.2020	20.03.2020	VD	519087	176040	S	-	TARDA	W	Dezember 2020

3. Die neue Luchspopulation im Pfälzerwald

3.1 Umgesiedelte Luchse aus der Slowakei

Neben den umgesiedelten Tieren aus der Schweiz konnten aus der Slowakei acht Luchse – drei Weibchen und fünf Kuder – nach Deutschland gebracht werden. Abgesehen von den zwei Kudern CYRIL und BRANO waren alles Waisenluchse (Tab. 3).

Tab. 3. In der Slowakei gefangene und in den Pfälzerwald umgesiedelte Luchse 2016 – 2020.

Jahr	Ort	Herkunft	Luchs ID DE	Geschlecht	Jahrgang	Verbleib
2016	Slowakei	Waise	LUCKY	M	2015	Tot (Autounfall) Mai 2019
2016	Slowakei	Waise	KAJA	W	2013	Letzter Nachweis Juni 2020
2016	Slowakei	Waise	LUNA	W	2011	Letzter Nachweis April 2017
2017	Slowakei	Wildfang	CYRIL	M	Ca. 2011	Letzter Nachweis Juni 2019
2017	Slowakei	Waise	LABKA	W		Tot (Zugunfall) Februar 2018
2018	Slowakei	Waise	WRANO	M		Letzter Nachweis August 2020
2018	Slowakei	Waise	ALFI	M		Letzter Nachweis Februar 2021
2019	Slowakei	Wildfang	BRANO	M	2017	Letzter Nachweis Juni 2020

3.2 Herkunft der Gründertiere

Insgesamt wurden im Pfälzerwald 20 Luchsindividuen freigelassen (Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz 2020a). Aus der Schweiz konnten zwölf Luchse (drei Kuder & neun Weibchen), und aus der Slowakei acht Luchse (fünf Kuder & drei Weibchen) umgesiedelt werden. Der Anteil der verschiedenen Herkunftspopulationen der Gründertiere war ziemlich ausgeglichen (Abb. 8). Das Geschlechtsverhältnis (Kuder:Weibchen) der umgesiedelten Individuen war mit 1:1.5 bewusst zugunsten der Weibchen verschoben.

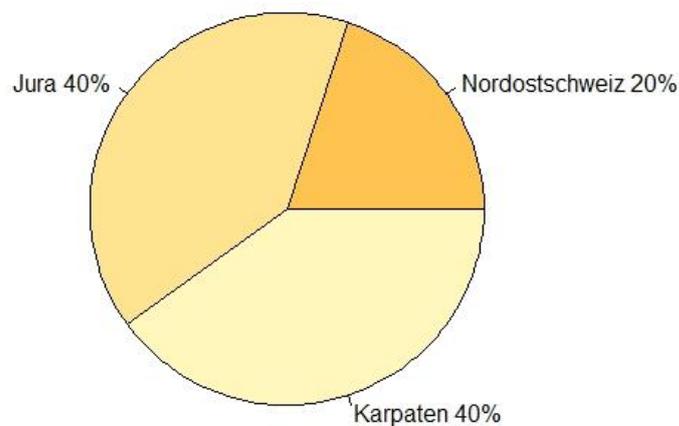


Abb. 8. Anteile der verschiedenen Herkunftspopulation der im Pfälzerwald freigelassenen Luchsindividuen (n=20).

3.3 Luchsnachwuchs

Ein Jahr nach den ersten Freilassungen aus der Slowakei gab es bereits Nachwuchs (Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz 2017). FILOU und PALOU sind zwei männliche Nachkommen der karpatischen Waisenluchse KAJA und LUCKY, welche im Juli 2016 als erste Individuen im Pfälzerwald freigelassen wurden. Weiterer Nachwuchs wurde im Jahr 2017 nicht festgestellt. Im Jahr 2018 wurden mindestens fünf Jungtiere geboren (Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz 2018c, Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz 2020c). JARA hat mindestens ein Jungtier zur Welt gebracht und ROSA hatte sogar einen Dreierwurf. Nachdem KAJA bereits im ersten Jahr für Nachwuchs gesorgt hat, brachte sie auch im Jahr 2018 wieder mindestens ein Jungtier zur Welt. Im Jahr 2019 gab es bei MALA (drei Jungtiere) und bei GAUPA (ein Jungtier) Nachwuchs (Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz 2019b, Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz 2020c). Letztes Jahr (2020) hatten mindestens ROSA (drei Jungtiere) und GAUPA (mind. zwei Jungtiere) Nachwuchs. In den ersten vier Jahren mit möglicher Reproduktion (17/18/19/20) konnten somit 16 Jungluchse aus mindestens acht verschiedenen Würfen dokumentiert werden (Abb. 9). Bis ins Jahr 2019 konnten nur männliche Nachkommen erfasst werden. Letztes Jahr (2020) gelang erstmals der Nachweis von zwei weiblichen Jungtieren. Bei manchen Jungtieren konnte das Geschlecht bisher noch nicht ermittelt werden.

Zwei Luchsinnen (JARA und GAUPA) waren bereits beim Fang trächtig und haben dann erfolgreich im Pfälzerwald Junge geboren. Erfreulicherweise haben sich Luchse unterschiedlicher Quellenpopulationen bereits miteinander verpaart. Im Jahr 2018 hatten ROSA (Nordostschweiz) und LUCKY (Karpaten) gemeinsame Nachkommen und ein Jahr später war das selbe bei MALA (Jura) und WRANO (Karpaten) der Fall. Teilweise konnte der Vater der Würfe wegen fehlender genetischer Proben nicht ermittelt werden.



Abb. 9. Luchsnachwuchs im Pfälzerwald. Links: Jungtier von MALA aus dem Jahr 2019. Rechts: Jungtier aus dem Jahr 2018. Bis jetzt konnten 16 Jungtiere aus mindestens acht verschiedenen Würfen dokumentiert werden. ©SNURLP (Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz).

3.4 Luchsverluste

In einer neuen Population gibt es immer auch Verluste durch verschiedene Ursachen, sodass sich nicht alle der umgesiedelten Tiere bei der Fortpflanzung einbringen können. Bis zum jetzigen Zeitpunkt gab es vier bekannte Todesfälle in der neu gegründeten Pfälzer Population. ALOSA, die Waisenluchsin aus der Schweiz, musste am 02.02.2018 aufgrund einer gebrochenen Vorderpfote eingeschläfert werden (Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz 2018a). Nur wenige Tage später, am 27.02.2018, wurde das slowakische Luchsweibchen LABKA von einem Zug erfasst und tödlich verletzt (Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz 2018b). Ein gutes Jahr später, am 13.05.2019, wurde der Luchskuder LUCKY von einem Auto überfahren (Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz 2019a). Der letzte bekannte Verlust betraf den Luchskuder JURI. Er wurde am 09.02.2020 tot aufgefunden. Die Untersuchung des Kadavers ergab einen fortgeschrittenen Entzündungsprozess in der rechten Vorderpfote mit nachfolgender Blutvergiftung als Todesursache (Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz 2020b).

Weitere «Verluste» gab es durch Abwanderungen (Abb. 10). Luchskuder ARCOS wanderte bereits kurze Zeit nach seiner Freilassung in die Zentralvogesen. Dort wurde er zum letzten Mal im November 2020 nachgewiesen. Im März 2021 konnte in den Zentralvogesen zudem ein Jungtier von MALA aus dem Jahr 2019 (KELY) nachgewiesen werden. Ob sich KELY dort tatsächlich niederlassen wird bleibt offen, denn sowohl Luchskuder LIBRE als auch das Luchsweibchen LYCKA kehrten nach Ausflügen südlich der Zaberner Steige wieder ins Kerngebiet Pfälzerwald/Nordvogesen zurück. Das Luchsweibchen BELL lebt nördlich vom Pfälzerwald in Donnersbergkreis und ist durch die Autobahn A6 und A63 vom Kern der Population relativ isoliert. Auch wenn die Luchse ARCOS und ALFI den Donnersbergkreis auf ihren Wanderungen durchstreiften und zwei männliche Jungtiere von ROSA bzw. MALA die Wildbrücke über die A6 bereits kurz querten, ließ sich kein Kuder dauerhaft im Donnersbergkreis nieder. Ein gutes Viertel der umgesiedelten Tiere (mind. sechs Individuen) ist damit ausgefallen oder lebt zumindest relativ isoliert (Abb. 10) vom Rest der Population (Abb. 11).

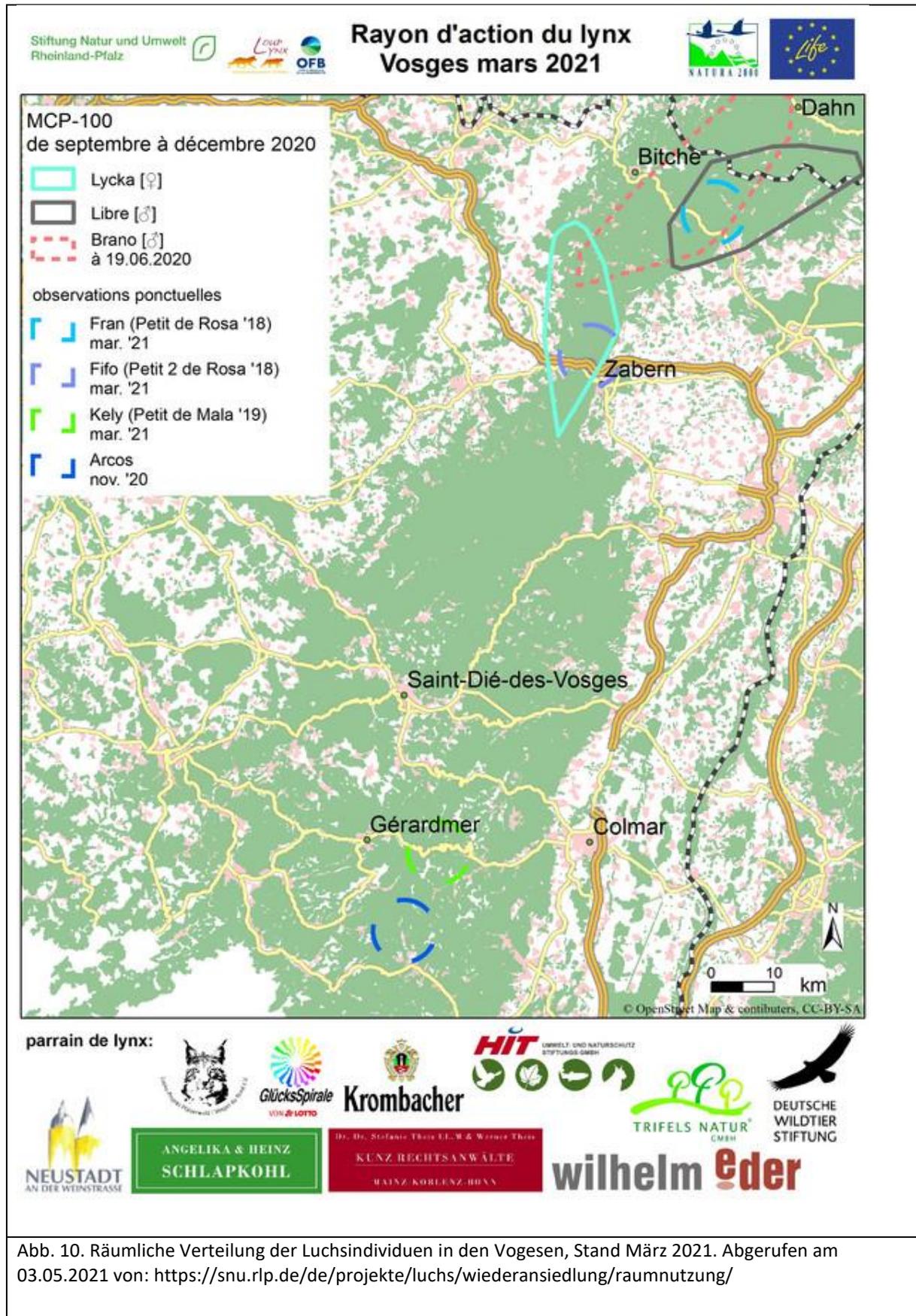
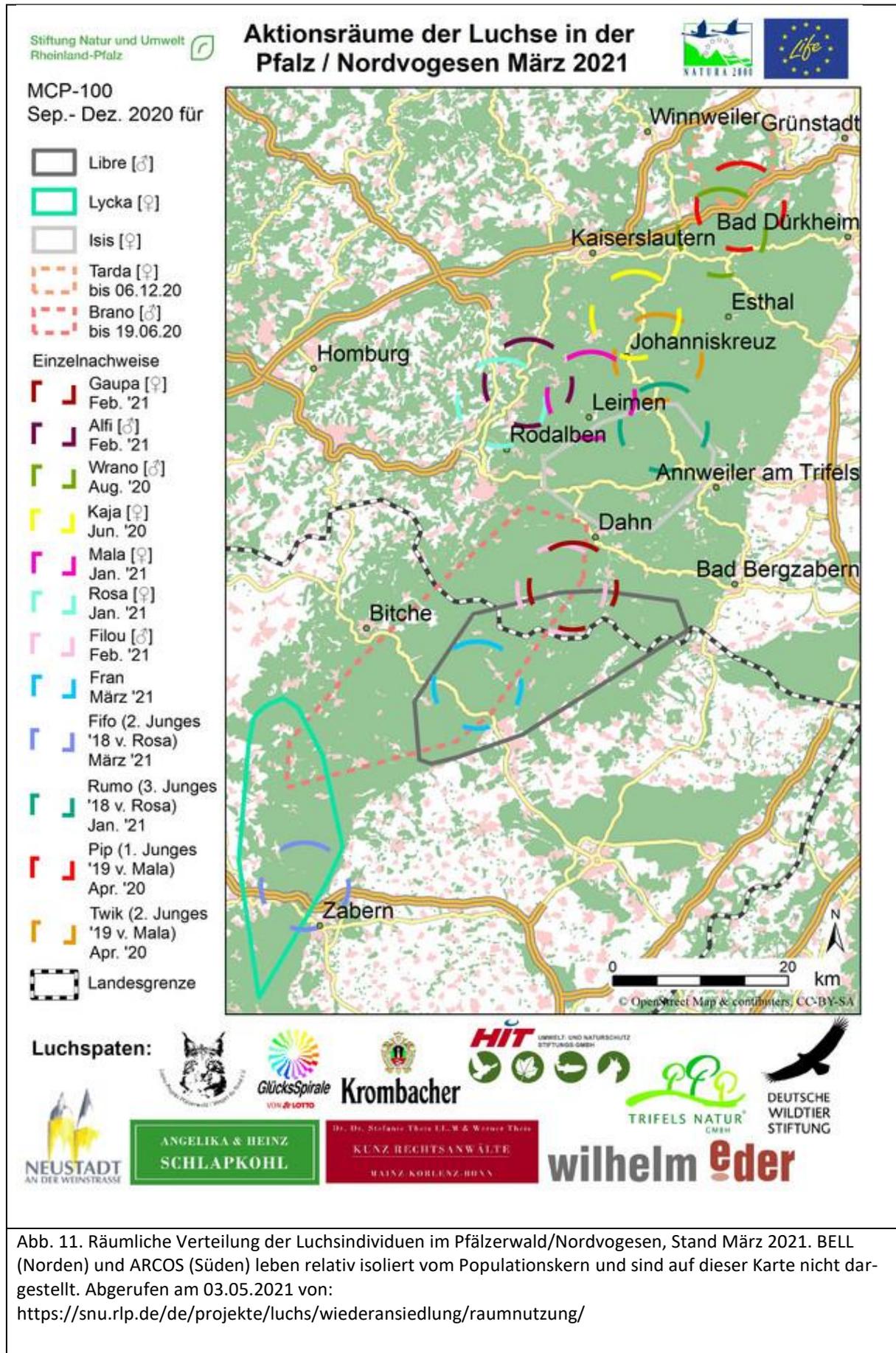


Abb. 10. Räumliche Verteilung der Luchsindividuen in den Vogesen, Stand März 2021. Abgerufen am 03.05.2021 von: <https://snu.rlp.de/de/projekte/luchs/wiederansiedlung/raumnutzung/>



3.5 Entwicklung der Luchspopulation

Mit der Umsiedlung von insgesamt 20 Luchsen in den Pfälzerwald ist die vorgesehene Anzahl anzusiedelnder Individuen erreicht und die Initiierung der neuen Population vorläufig abgeschlossen. Sowohl die Waisenluchse als auch die Wildfänge haben sich bereits reproduktiv in die Population eingebracht. Gewisse Individuen wurden aber in letzter Zeit nicht mehr im Pfälzerwald nachgewiesen (Abb. 12). In den kommenden Jahren soll die Entwicklung der Population möglichst gut überwacht und dokumentiert werden. Die Gründung der neuen Luchspopulation im Pfälzerwald ist ein wichtiger Schritt in der Vernetzung der unterschiedlichen Luchsvorkommen im Oberrheingebiet. Die Ausdehnung der Population südwärts in Richtung Zaberner Steige/Nordvogesen und darüber hinaus ist ein gutes Zeichen (Abb. 10/Abb. 11). Es bleibt zu hoffen, dass sich die Pfälzer Population weiterhin positiv entwickelt und eine Vernetzung der verschiedenen Luchsvorkommen im Bereich des Oberrheins im Sinne einer Metapopulation erfolgt.

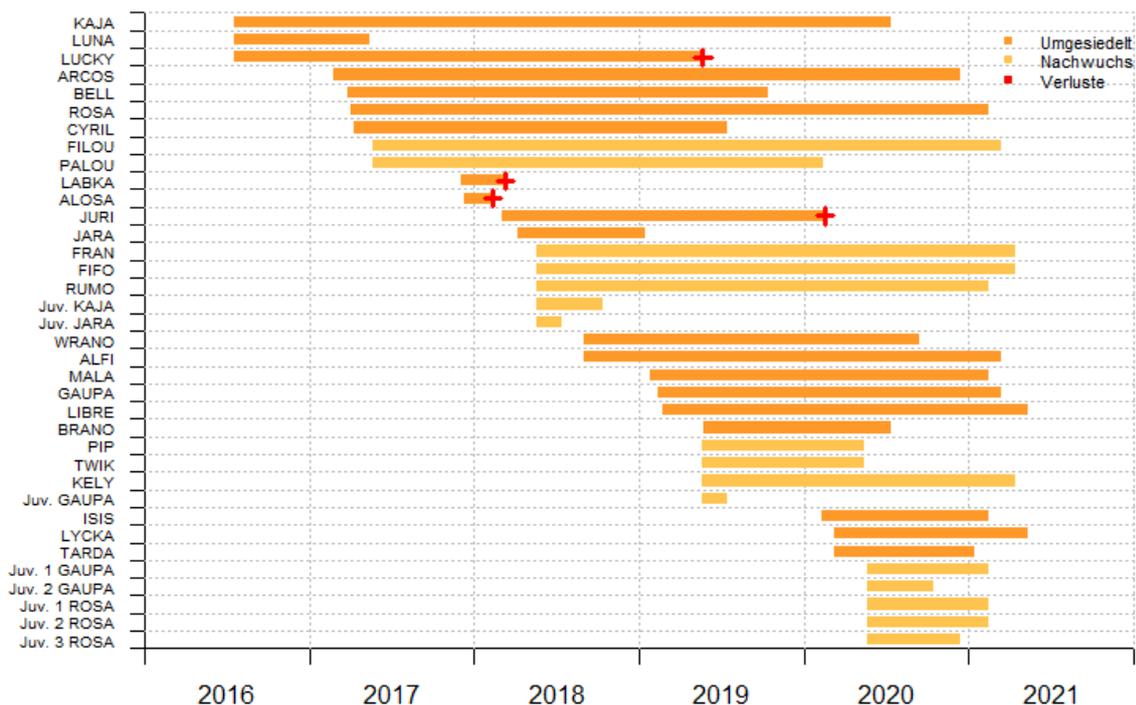


Abb. 12. Nachweisdauer der umgesiedelten und im Pfälzerwald geborenen Luchse. Mit einem Balken dargestellt ist jeweils der Zeitraum vom ersten bis zum vorläufig letzten Nachweis. Beim Nachwuchs wurde als erster Präsenzmonat jeweils der Juni angenommen. Neben den toten Individuen (rote Kreuze) leben ARCOS und BELL relativ isoliert vom Kern der Population im Pfälzerwald/Nordvogesen. Berücksichtigt wurde die Zeitperiode bis Ende April 2021. Quelle: <https://snu.rlp.de/de/projekte/luchs/wiederansiedlung/raumnutzung/liste-der-luchse-im-projekt/>

4. Fazit

4.1 Pfälzerwald

Mit der Umsiedlung von drei Luchsweibchen im Winter 2019/2020 ging für die Schweizer Behörden und die durchführenden Institutionen ein wichtiges Projekt zu Ende. Während der Projektperiode mussten Strategien/Vorgehen immer wieder den Umständen entsprechend angepasst werden. Es hat sich gezeigt, dass eine rollende Planung im Sinne eines adaptiven Managements sehr wichtig ist für das Gelingen eines solchen Projekts. Aus unserer Sicht war auf der Schweizer Seite die Zusammenarbeit zwischen KORA und FIWI, mit dem Veterinärmedizinischen Labor der Universität Zürich, den Verantwortlichen der Quarantänestation in Goldau und den vielen beteiligten Kantonen äusserst effizient. Die teilweise komplexen und einschränkenden Vorgaben bedingten eine möglichst genaue Planung und sorgfältige Vorbereitung, aber unvorhersehbare Ereignisse – z. B. virale Infektionen – machen gelegentlich Improvisation nötig und die Kommunikation entsprechend anspruchsvoll.

Das LIFE Luchs Projekt Pfälzerwald ist ein Beispiel, welches zeigt, wie wichtig die grenzüberschreitende Zusammenarbeit im Hinblick auf den Schutz und das Management grosser Beutegreifer ist. Mit der Neugründung der Luchspopulation im Biosphärenreservat Pfälzerwald/Vosges du Nord ist ein wichtiger Meilenstein für die Erhaltung des Luchses im Dreiländereck Frankreich-Deutschland-Schweiz als Metapopulation erreicht worden.

4.2 Kalkalpen

Nach der Freilassung der beiden Schweizer Luchse AIRA und JURI zählt die Luchspopulation in den Kalkalpen nach aktuellsten Schätzungen sechs Individuen (drei Kuder und drei Weibchen, Nationalpark Kalkalpen 2020). Von 2015 bis 2020 konnte nur einmal (2018) ein Jungtier fotografiert werden. Als mögliche Ursachen für die fehlende Reproduktion werden zu enge genetische Verwandtschaft (Inzucht) und nach dem Fang des dominanten Luchskuders LAKOTA im Jahr 2021 auch zu niedrige Testosteronwerte vermutet (ORF 2021). Obwohl der Luchsbestand auch im angrenzenden Gebiet zum Nationalpark mit Fotofallen überwacht wird (Nationalpark Kalkalpen 2020), beschränkt sich das Verbreitungsgebiet der Luchse nach wie vor hauptsächlich auf das Nationalparkgebiet. Angesichts der kleinen Populationsgrösse und der fehlenden Reproduktion ist das Fortbestehen der Population nicht gesichert.

5. Dank

Wir danken allen ganz herzlich, die uns bei der Durchführung des Projekts in irgendeiner Form unterstützt haben. Ganz besonders danken wir:

- allen Wildhütern und Jägern, die die Betreuung der Kastenfallen übernommen, und uns bei den Schlingenfallenfängen unterstützt haben, insbesondere: Christian Tesini, Daniel Zopfi, Gabriel Sutter, Claude Etienne, Louis Tschanz, Sébastien Balmer, Thierry Studer, Jean-Claude Schaller, Christian Zbinden, Fernand Dupré, Gérard Sommer, Jean-Pierre Flück, Sébastien Bardet, Adolf Hess, Franz Schmid, Hans Wampfler, Pat-

rick Winkler, Sepp Bader, Viktor Stämpfli, Viktor Stüdeli, Alain Seletto, Dominique Morel, Kim Pieracci, Luc Jaquemettaz, Patrick Deleury und Urs Schmid;

- allen Verantwortlichen der beteiligten Kantonalen Institutionen, namentlich Thomas Stucki, Erwin Osterwalder, Ueli Nef, Heinz Nigg, Holger Stockhaus, Niklaus Blatter, Christian Heeb, Gottlieb Dändliker, Amaury Boillat, Christophe Noël, Joanne Felix, Arno Puorger, Marcel Tschan, Mark Struch, Roman Kistler, Michael Vogel, Frédéric Hoffman, Laurent Cavallini, Najla Naceur, Catherine Strehler-Perrin, Urs Philipp und Jürg Zinggeler für ihre professionelle Unterstützung;
- dem Bundesamt für Umwelt (BAFU), namentlich Reinhard Schnidrig und Martin Baumann für die professionelle Unterstützung und die Finanzierung der Projektarbeiten in der Schweiz;
- dem St. Galler Fangteam für die Entlastung in der Ostschweiz, namentlich: Luzia und Adrian Schweizer, Albert Good, Benedikt Jöhl, Matthias Müller, Mirko Calderara, Silvan Eugster und Urs Büchler;
- den Tierpflegern vom Natur- und Tierpark für die professionelle Betreuung der Luchse in der Quarantäne und die Behandlung der Luchsin AIRA;
- Jürg Knutti und Thomas Schwarzenbach für das rege Melden von Unfallreihen als Luchsfutter in der Quarantäne;
- Laurent Geslin für die fotografische Dokumentation der Fänge;
- dem Veterinärmedizinischen Labor der Universität Zürich, namentlich: Marina Meli, Regina Hofmann-Lehmann und ihren Mitarbeitern für die Beratung bei der ursprünglichen Risikoanalyse, die Analysen der Laborproben und die grosse Unterstützung bei der Bestimmung des Umgangs mit Virus-infizierten Luchsen;
- den Deutschen Projektpartnern, namentlich der Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz mit Judith Ohm und Julian Sandrini, dem Leiter der Forschungsanstalt für Waldökologie und Forstwirtschaft Rheinland-Pfalz Ditmar Huckschlag und dem Grosskarnivorenbeauftragten des Landes Rheinland-Pfalz Michael Back für die gute Zusammenarbeit;
- den Österreichischen Projektpartnern, namentlich dem Arbeitskreis LUKA (Luchs Kalkalpen) und dem Nationalpark Kalkalpen mit Volkhard Maier und Christian Fuxjäger für die gute Zusammenarbeit;
- weiteren an den Fängen beteiligten Personen (inkl. Tierärztinnen und Luchsbiologen), namentlich: Lisa Heiderich, Gaia Moore-Jones, Chloé Haas, Giuseppina Gelormini, Stefania Vannetti, James Tapia-Dean, Nicole Wolf, Florin Kunz, Ralph Manz, Luc Le Grand, Lea Maronde, Lara Bernasconi und Moritz Breitenmoser.

Literatur

Breitenmoser U. & Breitenmoser-Würsten C. 2008. Der Luchs: Ein Grossraubtier in der Kulturlandschaft. Salm, Wohlen/Bern.

Kunz F., Le Grand L., Tremblay-Otis F., Breitenmoser-Würsten C., Breitenmoser U. & Zimmermann F. 2019. Fang-Wiederfang-Schätzung der Abundanz und Dichte des Luchses im Jura Nord Ib im Winter 2018/19. KORA Bericht 86, 16pp.

Kunz F., Singer L., Frey O., Breitenmoser-Würsten C., Breitenmoser U. & Zimmermann F. 2018. Abundanz und Dichte des Luchses in der Nordostschweiz: Fang-Wiederfang-Schätzung mittels Fotofallen im Kompartiment II im Winter 2017/18. KORA Bericht 81, 20pp.

Nationalpark Kalkalpen. 2017. Zwei Luchse für den Nationalpark Kalkalpen! Der Weg von der Ausrottung zurück ist ein schwerer. Medienmitteilung 20.03.2017, verfügbar unter https://www.kalkalpen.at/de/Luchse_in_den_OOe_Kalkalpen [26.05.2021]

Nationalpark Kalkalpen. 2020. Luchsmonitoring Kurzbericht 2019. Bericht 06.03.2020, verfügbar unter https://www.kalkalpen.at/de/Luchse_in_den_OOe_Kalkalpen [26.05.2021]

ORF. 2021. Kein Luchsnachwuchs durch Testosteronmangel. Medienmitteilung 09.05.2021, verfügbar unter <https://ooe.orf.at/stories/3102884/> [27.05.2021]

Ryser A., Scholl M., Zwahlen M., Oetliker M., Ryser-Degiorgis M. P. & Breitenmoser U. (2005). A remote-controlled teleinjection system for the low-stress capture of large mammals. *Wildlife Society Bulletin*, 33(2), 721-730.

Ryser-Degiorgis M.-P., Meli M. L., Breitenmoser-Würsten C., Hofmann-Lehmann R., Marti I. A., Pisano S. R. R. & Breitenmoser U. 2021. Health surveillance as an important tool in wild felid conservation: experiences with the Eurasian lynx in Switzerland. *Cat News Special Issue* 14, in press.

Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz. 2017. Nachwuchs bei den Luchsen. Medienmitteilung vom 15.05.2017, verfügbar unter <https://snu.rlp.de/de/aktuelles/detail/news/detail/News/nachwuchs-bei-den-luchsen/> [Zugriff 23.04.2020]

Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz. 2018a. Luchsin Alosa eingeschlafert. Medienmitteilung vom 02.02.2018, verfügbar unter <https://snu.rlp.de/de/aktuelles/detail/news/detail/News/luchsin-alosa-eingeschlaefert/> [Zugriff 23.04.2020]

Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz. 2018b. Luchsin Labka tot aufgefunden. Medienmitteilung vom 28.02.2018, verfügbar unter <https://snu.rlp.de/de/aktuelles/detail/news/detail/News/luchsin-labka-tot-aufgefunden/> [Zugriff 23.04.2020]

Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz. 2018c. Nachwuchs bei den Luchsen im Pfälzerwald. Medienmitteilung vom 29.06.2018, verfügbar unter <https://snu.rlp.de/de/aktuelles/detail/news/detail/News/nachwuchs-bei-den-luchsen-im-pfaelzerwald/> [Zugriff 23.04.2020]

Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz. 2019a. Luchs Lucky von Auto erfasst und getötet. Medienmitteilung vom 16.05.2019, verfügbar unter <https://snu.rlp.de/de/aktuelles/detail/news/detail/News/luchs-lucky-von-auto-erfasst-und-getoetet/> [Zugriff 23.04.2020]

Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz. 2019b. Die neuen Schweizer Luchsweibchen sorgen für Nachwuchs! Medienmitteilung vom 09.07.2019, verfügbar unter <https://snu.rlp.de/de/aktuelles/detail/news/detail/News/die-neuen-schweizer-luchsweibchen-sorgen-fuer-nachwuchs/> [Zugriff 23.04.2020]

Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz. 2020a. Alle 20 Luchse freigelassen. Medienmitteilung vom 24.03.2020, verfügbar unter <https://snu.rlp.de/de/aktuelles/detail/news/detail/News/alle-20-luchse-freigelassen/> [Zugriff 23.04.2020]

Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz. 2020b. Luchs Juri gestorben. Medienmitteilung vom 12.02.2020, verfügbar unter <https://snu.rlp.de/de/aktuelles/detail/news/detail/News/luchs-juri-gestorben/> [Zugriff 23.04.2020]

Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz. 2020c. Liste der Luchse im Projekt. Internetseite verfügbar unter <https://snu.rlp.de/de/projekte/luchs/wiederansiedlung/raumnutzung/liste-der-luchse-im-projekt/> [Zugriff 23.04.2020]

Zimmermann F., Meylan L., Frey O., Breitenmoser-Würsten C., Breitenmoser U. & Kunz F. 2018. Abondance et densité du lynx dans le Sud du Jura Suisse: estimation par capture-recapture photographique dans le sous-compartiment Ia, durant l'hiver 2017/18. KORA Bericht 80, 23pp.

Translocation of lynx from Switzerland and Slovakia to the Palatinate Forest

Memorandum of Understanding of the Partners (MoU)



Stiftung Natur und Umwelt
Rheinland-Pfalz



Content

1. Introduction	3
2. Purpose of Memorandum of Understanding (MoU)	4
2.1. Partners	4
2.1.1. Partners Germany	4
2.1.2. Partners Switzerland	4
2.1.3. Partners Slovakia	4
2.2. Objectives	5
2.2.1. Reintroduction plan and release procedures	5
2.2.2. Principles for capture, quarantine and transport protocols	5
2.2.3. Coordination and communication between partners	5
3. Reintroduction plan and release procedures	6
3.1. Lynx to be released	6
3.1.1. Number and origin of lynx to be released	6
3.1.2. Criteria for acceptance or exclusion of lynx	6
3.2. Release procedures	7
4. Protocols for capture, quarantine and transport	8
4.1. Capture procedures	8
4.1.1. Trap types and application	8
4.1.1.1. Box traps	8
4.1.1.2. Snare traps (on killed prey)	8
4.1.1.3. MICS - Minimal invasive capture system	8
4.1.2. Handling of animals caught	9
4.2. Health requirements for translocated and preparation of released animals	9
4.2.1. Tests and precautions	9
4.2.2. Rabies	10
4.3. Quarantine in the countries of origin	10
4.3.1. Quarantine station	10
4.3.2. Duration of quarantine	10
4.3.3. Keeping of lynx and surveillance	11
4.4. Transport of animals	11
4.4.1. From capture site to quarantine station	11
4.4.2. From Switzerland or Slovakia to Germany	11
4.4.3. Documents and certificates required for international transport	11
5. Coordination and communication between partners	13
5.1. Coordination of capture, transport and release procedures	13
5.1.1. List of partners and people to be informed	13
5.1.2. Way of mutual information	13
5.2. Decision making and conflict management	14
5.2.1. Instructions and decision making	14
5.2.2. Handling of disagreement between partners (within or between countries)	14

Appendices A – F

The appendices are provided in Slovak and German language.

1. Introduction

LIFE Project for the reintroduction of lynx in the Palatinate Forest

A natural return of lynx to the Palatinate Forest did not occur in the last decades and is scientifically not to be expected due to the conservative dispersion behaviour of the species. This conclusion is also valid for the area of the Northern Vosges. A reintroduction is indispensable to reestablish a subpopulation of the species in its formerly natural range in the Palatinate Forest. With its 179,000 ha it is the greatest connected forest area in Germany, including 36,000 ha designated FFH Sites. The area is part of the transboundary UNESCO Biosphere Reserve Palatinate Forest / Vosges du Nord covering a total area of 302,800 ha.

Within the LIFE Project “Wiederansiedlung von Luchsen im Biosphärenreservat Pfälzerwald” (LIFE13 NAT/DE/000755) a population of lynx is planned to be established in the Palatinate Forest. The coordinating beneficiary of the project is Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz (SNU). The French partner of the biosphere reserve SYCOPARC is actively involved in the conception and the implementation of the project.

The aim is the dispersion of the lynx to the Northern Vosges and the genetic exchange with the populations of the Middle and Southern Vosges and of the Jura Mountains. Therefore the Palatinate Forest would be a partial habitat of a bigger and more stable lynx metapopulation, which would enable a colonization of further low mountain ranges in Rhineland-Palatinate (Hunsrück and Eifel). The sub-population of lynx will be an essential contribution to the protection and conservation of the species that is classified as endangered in Western and Central Europe and is present only in segregated often isolated occurrences.

The acceptance of the lynx in the project area has been generated in society slowly and steadily over years. Authorities and the civil sector acted jointly over a long period of time and generated a positive appreciation towards the lynx. The state and all nine district administration and municipalities adjacent to the Palatinate Forest welcome the reintroduction. Stakeholders like hunters and livestock farmers support the reintroduction, both on the local level and on the level of their national associations.

The LIFE Project started in January 2015 and will expire at the end of December 2020. Apart from the reintroduction of about 20 lynx captured from the wild in the Slovak Carpathian Mountains respectively the Swiss Jura Mountains, the project includes a GPS tracking of the released animals in order to document their dispersal and an extensive monitoring to attend the reintroduction scientifically. In the middle and at the end of the project in 2020 an evaluation controls if the reproduction and the dispersion of the population develops positively.

In the southern area of the Vosges lynx from the Carpathian Mountains (*Lynx lynx carpathicus*) were released from 1983 until 1993. Hence animals from Slovakia would be a matching genetic variety. The lynx in Switzerland are from the Carpathian Mountains as well. In the long run the animals from both donor populations would enrich the genetic pool for the lynx in the Middle and Southern Vosges.

It is envisaged to release about 4 to 5 lynx per year – in equal parts coming from Slovakia and Switzerland, but with a higher ratio of females. The first releases should start in winter 2015/2016.

2. Purpose of Memorandum of Understanding (MoU)

The purpose of the Memorandum of Understanding is to provide an agreement and a common understanding of procedures and protocols between the partners from the countries of the lynx donor population Slovakia and Switzerland and the project coordinator and partners in the receiving country Rhineland-Palatinate to guarantee a smooth and coordinated operation of the translocation project. The determination of a reintroduction plan, capture and release protocols should enable all partners to act in a concerted way and to fulfil all necessary regulations of the different legislation between the countries.

2.1. Partners

2.1.1. Partners Germany

The coordinating beneficiary of the LIFE Project and leading partner of this MoU is the Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz (SNU). The foundation is together with the active project partners (associated beneficiaries SYCOPARC (F), FAWF/Landesforsten, WWF Deutschland) responsible for the successful implementation of the project. The Minister of Environment Rhineland-Palatinate (MULEWF) is chairing the board of SNU. The Ministry is closely related to the development of the project, supports its implementation and all aspects of the MoU are in line with the expectations of the competent authorities.

The nine districts and independent cities of the palatinate forest support the reintroduction.

2.1.2. Partners Switzerland

The authority in charge of large carnivores including lynx is the Federal Office for the Environment (Bundesamt für Umwelt BAFU), more specifically the “Sektion Wildtiere und Waldbiodiversität”, who is also responsible for the coordination of lynx management measures (including captures for translocations) with the respective authorities of the cantons. The cantons sharing the lynx population in the Swiss Jura Mountains have been informed about the translocation project and agree with the capture of lynx.

The implementing institutions in Switzerland are

- The Zentrum für Fisch- und Wildtiermedizin (FIWI, Centre for Fish and Wildlife Health) of the University of Bern, and
- The non-profit association KORA (Coordinated Research Projects for the Conservation and Management of Carnivores in Switzerland).

In Switzerland the two latter organisations are responsible for capture and transport of animals for translocations. They have the professional competence and all legally required permissions to fulfil these tasks.

2.1.3. Partners Slovakia

The authority in charge of large carnivores including lynx is the Ministry of Environment of the Slovak Republic, more specifically the Division of Nature Protection and Landscape Development.

The implementing institutions in Slovakia are

- DIANA and
- Zoo Bojnice

All institutions signing this MoU will hereafter be referred to as “the partners”.

2.2. Objectives

2.2.1. Reintroduction plan and release procedures

The aim of the reintroduction plan (details in Chapter 3) is to coordinate the capture, transport and release of the lynx. It must be ensured that there is enough space in the quarantine facility to take care of the captured lynx and that the animals translocated have an adequate gender balance and genetic constellation (e.g. genetic relatedness). This makes a close coordination between the partners of the MoU necessary. The permitting authorities, the local administrators and the public must be informed in good time before the releases.

2.2.2. Principles for capture, quarantine and transport protocols

The handling of the lynx must respect all legal requirements and best practice experience. The animals have to be surveyed during capture, quarantine and transport, and receive medical treatment whenever required by experienced veterinarians. Reasonable precautions for possible emergency cases have to be established. The rules of transport, quarantine, necessary veterinary medical examinations, preventive measures, exclusion criteria for transport and release are defined in the following subparagraphs and appendices (A - E), respectively. These procedures are in conformity to international standards and the Partners of the MoU are committed to follow these guidelines.

2.2.3. Coordination and communication between partners

Within the EU LIFE Project SNU has the project leadership and is therefore acting as the coordinator between the Partners. Consequently, SNU will be informed promptly about all relevant events by the partner institutions, and will in turn keep the partners updated on all relevant developments such as:

- Possibilities of quarantine stations in the countries
- Where and when capture trials are started;
- Which animals are caught (sex, age and area);
- The result of the veterinary examinations and the status of the animals in the quarantine station.

Suitable and efficient ways of communication are electronic mails and phone calls. Regularly and frequent updates are absolutely necessary in order to allow the continuous evaluation and adaptation of the procedures. Each partner institution identifies the people to be informed via e-mail and at least one person to be contacted by mobile phone in case of urgencies (see chapter 5 and [appendix F partner contact list](#)).

3. Reintroduction plan and release procedures

In each country of origin 10 lynx should be captured: up to four male lynx and at least six female lynx. The age of the lynx should be two years or older. The transfer of a maximum of 4 lynx (2/2) per capture season and country is foreseen. As a principle, more animals should be transferred in the early stage of the project to enable fast reproduction and increase of the local population.

Capture periods in Switzerland and Slovakia are capture seasons 2015/16, 2016/17, 2017/18, 2018/19 and optional 2019/20. The efforts for capture and the translocations are adjusted to the progress of the captures and the establishment of the population in the Palatinate Forest.

It is recognised that the success of capture is also depending on factors not to be influenced by the capture teams, e.g. snow cover.

The main capture season is from mid- February to late April to avoid the early separation of juvenile lynx from their mothers or the capture of pregnant females especially in late stage. Males or females known not to have young in the respective year can in principle be caught at any time. If animals of known reproductive status are identified (e.g. radio-tagged lynx or through camera trapping), lynx can also be caught and translocated outside this restricted season in agreement with SNU.

All released lynx are equipped with GPS/GSM-collars e. g. Lotek Wildcell SL or SD (maximum weight 320g) with fully loaded battery pack and drop-off “Swiss-style” (predetermined breaking point made of wire).

3.1. Lynx to be released

3.1.1. Number and origin of lynx to be released

Switzerland: 10 lynx captured by KORA and FIWI in the Swiss Jura Mountains

- Capture area = Swiss Jura population, as agreed with the BAFU and the cantons sharing the Jura lynx population;
- Capture systems are (1) box-traps, (2) foot-snares and (3) the MICS (for details 4.1.1.3), as foreseen in the Animal Experiment and Capture Permissions and as practical and adequate to the situation of the lynx population;

Slovakia: 10 lynx captured by DIANA and Zoo Bojnice in the Carpathians Mountains

- Capture areas: PLA Štiavnica Mts., NP Veľká Fatra Mts, NP Muránska planina,
- Capture systems are (1) box-traps and (2) foot-snares (for details 4.1.1.3), as foreseen in the Animal Experiment and Capture Permissions and as practical and adequate to the situation of the lynx population;

3.1.2. Criteria for acceptance or exclusion of lynx

All lynx translocated and released in the Palatinate Forest reintroduction area must fulfil the following general requirements:

- All animals are healthy and able to reproduce. Health requirement (e.g. tolerable versus intolerable pathogens and non-infectious problems) are defined in chapter 4.2.
- Animals translocated in the beginning of the project should be sexually mature to enable fast reproduction. Lynx that have already reproduced are to be preferred, but very old animals should

not be translocated. In an advanced stage of the reintroduction, the transfer of subadult animals can be considered, too.

- Lynx used for the translocation must be “wild” (hence not habituated to people) and must not be known to have attacked livestock. In an advanced stage of the reintroduction, the use of rehabilitated lynx (e.g. orphans) might be considered to widen the genetic basis of the Palatinate Forest population. The risk of lower fitness and survival rate has to be weighed up to the opportunities.

Further Details are specified in [Appendix E selection criteria](#).

3.2. Release procedures

The release of lynx from Slovakia and Switzerland, respectively, in the reintroduction area in the Palatinate Forest should be done according to the following principles:

- The reintroduction starts in Winter 2015/16. The first animals released should be all sexually mature and include at least the same number of females as males, if possible with slightly more females. The first releases should include lynx from Slovakia as well as Switzerland;
- Lynx are set free in a “hard release”, that is immediately after arrival in the release area and final (health) check;
- In the early stage of the reintroduction, as many animals as possible should be transferred and released, to facilitate early reproduction and a fast growth of the Palatinate Forest population.
- After the initial releases, number of animals, gender balance and release sites is adjusted to the first experiences from the post-release monitoring (e.g. distribution of lynx, post-release mortalities, etc.). In every project year before the capture season, the Partners review the situation and the release strategy and define goals for the next winter;

4. Protocols for capture, quarantine and transport

4.1. Capture procedures

All captures are done according to the legislation and rules of the respective country and the recommendations of the Swiss team ([appendix A capture instructions](#)). All capture efforts and captures of target or non-target animals are documented throughout the capture periods.

4.1.1. Trap types and application

4.1.1.1. Box traps

Box traps are constructed in a way that they minimise the risk of injuries to any animal caught. They should be smooth on the inside (e.g. made of plane wood or round logs) and dark when closed. The doors should be padded to avoid injuries when falling or closing. The size of the traps must be large enough that an animal is completely inside the trap when it releases the trigger. All box traps are either equipped with an alarm system or controlled so often that animals are not stressed more than necessary. Control rhythm has to respect national legislation and regulations if there are any. Box traps should be placed on wildlife crossings or forest roads with high likelihood of lynx passing. Suitable trap sites selection bases on experience and data from telemetry, snow tracking and camera-trap monitoring. Roads in steep and rocky areas have segments which “forces” traveling animals to use the road, such “force crossings” are ideal trap sites. Local authorities, hunters and land owners must be consulted and asked for permission depending on the national regulations and customs. The box should be placed in the middle of a linear structure. The rest of the forest street must be blocked by installation of an optical and or physical barrier out of e.g. wood /braches/ camouflage net. After a capture signal one person must check the trap within 2-4 hours, at day and night. The last person at the trap finally checks the functionality before leaving. In bear areas (Carpathians), special caution has to be taken with regard to the risk of capturing a (young) bear. The trap should be seen on a safe distance. The surveillance of a trap by means of an (infrared) photo or video trap is highly recommended.

4.1.1.2. Snare traps (on killed prey)

Foot snares (type “KORA 08”; see Breitenmoser et al. (2014): Dokumentation Fang, Narkose und Markierung von Raubtieren) can be used to capture lynx at fresh kills, but any use of holding device for captures needs to be done in accordance to national legislation and regulations. Foot snares must only be used by trained personnel and have to be set in a way to minimise the risk of injuries to any animal caught (see instructions) and need to be permanently surveyed by an alarm system. An animal caught must be reached within 15 minutes from the start of the alarm.

In the bear areas (Carpathians), special caution has to be taken with regard to the risk of capturing a (young) bear. The trap should be seen on a safe distance. The surveillance of snare traps by means of an (infrared) photo or video trap is highly recommended.

4.1.1.3. MICS - Minimal invasive capture system

The Minimally Invasive Capture System, a remotely operated blow pipe is designed for the stress-free capture of free ranging lynx. It is used in situations where no movement restriction of the animal is required (so e.g. not near busy roads or next to dangerous creeks), especially to re-capture animals that are otherwise trap-shy. It is legally used in Switzerland and at this point only available to the KORA team.

4.1.2. Handling of animals caught

All non-targeted animals caught in any of the traps have to be released immediately at the site. Bycatches must be handled in a way to minimise the risk of harm and injuries and should be freed without immobilisation whenever possible. If the risk of an unwanted capture of a potentially dangerous animals exists (e.g. bears in the Carpathians), the capture teams have to take special precaution to be able to handle such cases without risk to the people or animal. As a principle, capture teams include only trained personnel and are as small as possible. In the bear areas (Carpathians), local hunting ground manager presence should be considered for the safety of capture team. The presence of spectators (e.g. media people) should be restricted to the absolute minimum, and such people need to be instructed to keep away and remain silent. Noise, bright light and hasty movements are a stress factor for all animals caught and need to be restricted even if an animal is immobilised. The handling of a lynx caught is described in detail in [appendix A](#). All members of the capture team need to know these instructions and need to be educated before the capture season. Each member of the team must know what to do in advance, and a clear command line is ultimate for a safe capture.

Box traps

The guardian of the box trap site checks trap after an alarm signal and contacts the handling team when a lynx is captured. Lynx remain generally calm in a dark box trap after a while. The box trap guardian should stay at a certain distance to be able to observe the situation, but not to scare the animal. Animal immobilisation in the box trap is best done by blow pipe.

Snare traps

A lynx in a foot snare even if safely anchored has a certain freedom of movement. Capture teams must be aware of this and take the precaution to minimise the risk of injuries to people and animals. Immobilisation is best done by means of a blow pipe gun or by fixing the lynx with a net and manual injection.

In situ examination of immobilised lynx

The surveillance of the narcosis and the examination of the immobilised lynx are described in detail in [appendices A capture instruction](#) and [B anaesthetics and veterinary surveillance instructions](#). The examination at the capture site is important (1) to decide if the lynx caught fulfils the requirements (chapter 3.1), and (2) to check if the animal is fit for transport to the quarantine station. Lynx, which are not adequate for immediate translocation, are released at the capture site, either with or without radio-tagging.

4.2. Health requirements for translocated and preparation of released animals

4.2.1. Tests and precautions

All animals are tested for selected infectious diseases using established procedures:

Antigens: feline leukaemia virus (FeLV),

Antibodies: feline immunodeficiency virus (FIV).

In case of clinical findings appropriate additional analysis will be performed.

Blood samples are also taken for haematology, blood chemistry, genetic research and archive purposes. The first faeces excreted in the enclosure are collected for parasitology examination and for archiving.

If appropriate, lynx receive a standard treatment consisting of long acting antibiotic and anti-parasitic drugs. If necessary, the treatment is repeated. Wounds are disinfected and treated appropriately.

4.2.2. Rabies

Switzerland has been rabies-free for many years. Nonetheless every lynx in the program has to be vaccinated against rabies at the capture site before translocation. Other special treatment of the lynx is not necessary.

In Slovakia a few rabies cases has occurred in the last years. Until now only the north-east of Slovakia is affected. For this reason it is stringently required that

- No captures are done within the rabies vaccination area in Slovakia.
- No captures are done within a radius of at least 50 km around new cases of rabies in Slovakia or surrounding countries.
- The quarantine station is located out of this above mentioned areas.
- No subadult lynx, which could be on dispersal, are captured and translocated.

Animals to be translocated from Slovakia have to be vaccinated against rabies at the capture site. An EU-approved vaccine for felids is needed.

After approximately three weeks in quarantine the animal shall be blood sampled and a test for antibodies has to be carried out. The detection of antibodies is absolutely necessary for a translocation. A neutralising antibody titration shall be at least equal to 0.5 IU/ml. The titration has to be carried out in an EU-approved laboratory. During the narcosis for the blood sampling a rabies booster vaccination is given.

In case of none immune response, an individual decisions depending on the behaviour of the lynx has to be made. If the lynx is quite calm in the quarantine station, the serological testing can be repeated after 2 weeks. If the lynx is very stressed, the animal should be released on the capture site.

If the situation of rabies infections in Slovakia, Switzerland or surrounding countries changes, modifications of the procedure can be necessary.

4.3. Quarantine in the countries of origin

4.3.1. Quarantine station

Animals to be translocated are put in a so-called quarantine enclosure for three purposes:

- (1) to “break the homing-effect”, in order to prevent a return to the original home range
- (2) to obtain sufficient time to catch a lynx pair and to organise its release
- (3) to be able to observe the animals in order to make sure that all animals were in a good health

Requirements for this temporary accommodation are described in Detail in [appendix E requirements quarantine station](#). The most important points: the quarantine station prevents lynx of escaping and the risk of injuries to humans and lynx during quarantine is minimized. In each enclosure should be a possibility to climb and hide for the lynx. In addition, a discrete observation of lynx in the enclosure must be possible.

4.3.2. Duration of quarantine

The duration of quarantine depends from the in 4.3.1 mentioned three factors.

The minimum duration of quarantine in Slovakia - as long as not rabies-free - is 30 days. During this time no contact to other captured lynx is allowed. In the case lynx have enclosures next to each other in the quarantine station, the start of the 30 days period begins with the arrival of the second lynx.

4.3.3. Keeping of lynx and surveillance

In the quarantine station an animal keeper should be present daily to take care of the captive animals. The enclosures should be cleaned at least once a week frequently from faeces and rests of food. Fresh water and food, preferably fresh cadavers of roe deer or are sufficiently provided. After release, the whole enclosure has to be disinfected. For release, all animals are again immobilised, weighed and examined.

4.4. Transport of animals

4.4.1. From capture site to quarantine station

Transport infrastructure and handling of the animals during the transport are described in detail in [appendix C transport instructions](#). During transport to the quarantine station all precautions mentioned in the guidelines need to be taken and carefully respected in order to minimise the risk. The most important points are:

- (1) Animals are loaded and transported when they are fully recovered from the narcosis;
- (2) The transport case and vehicle must have appropriate ventilation. The car must be adequately tempered;
- (3) transport should be as smooth and as quick as possible (no stops, smooth driving and silence);
- (4) The animal must be surveyed, but in a way to avoid additional stress.

4.4.2. From Switzerland or Slovakia to Germany

The transport of lynx to the destination Palatinate Forest is operated by KORA (Switzerland) and ZOO Bojnice (Slovak Republic). For reasons of animal welfare, the transport must be well planned, well prepared and effectively executed. Weather conditions, potential causes for delays (e.g. border waiting time, status of transport routes), legal obligations that may include live transport licenses, locations of fuel and repair services, etc. should be investigated and must be taken into account prior to the onset of transport. The transport case and vehicle must have air conditioning. The transport is accompanied by two drivers including a person which is authorized for animal transport. Further details on transport requirements are provided in [appendix C](#).

Country-specific regulations (in the country of origin, transit and destination) have to be observed. An emergency plan must be prepared. Details can be found in the [appendix C](#).

The national administrative procedures and permits for lynx export must each partner clear and request within the native country.

4.4.3. Documents and certificates required for international transport

From Slovakia to Germany (via Austria and/or Czech Republic)

- SK: [Health certificate](#) (compiled by MULEWF 25.02.2016) by an official veterinarian with species, number of animals, definite identification (microchip), contact address of shipper and receiver, confirmation (at least approved veterinarian within 48 hours before start of transport) that the

animals are healthy and fit for transport, free from communicable diseases and the transport case is disinfected [vet Zoo Bojnice]

- SK: proof of origin [ZOO Bojnice] in form of an individual record in the species card.
- SK: TRACES notification, place of shipment, unloading site, vehicle registration number, exact path of travel, driving and rest periods (replacement driver) are documented [ZOO Bojnice], responsible of issuance the State Veterinary and Food Administration of Slovak Republic. SNU provides its TRACES identification number.
- SK: movement document with indication of species, number of animals, definite identification (microchip), place of shipment, unloading site, vehicle registration number, last time of animal support, name and signature of the person in charge of the transport [ZOO Bojnice].
- AUT: movement documents as above (microchip!) [ZOO Bojnice], responsible Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft
- CZE: movement documents as above (microchip!) [ZOO Bojnice], responsible Ministry of the Environment of the Czech Republic
- SK/D: Route map [ZOO Bojnice, SNU]

From Switzerland to Germany

- CH: Health certificate by an official veterinarian with species, number of animals, definite identification (microchip), contact address of shipper and receiver, confirmation (at least approved veterinarian within 48 hours before start of transport) that the animals are healthy and fit for transport, free from communicable diseases and the transport case is disinfected [KORA]
- CH: CITES export certificate -> CITES export permit (responsible for application: KORA, responsible of issuance: Bundesamt für Lebensmittelsicherheit und Veterinärwesen, BLV)
- CH -> D: Copy of the export permit [KORA -> SNU]
- D: CITES import permit [responsible for application: SNU, responsible of issuance: Bundesamt für Naturschutz BfN]
- D -> CH: import permit [SNU – KORA]
- Both export and import documents must accompany the shipment, presentation of both to the Customs services at the point of introduction
- CH: TRACES notification, place of shipment, unloading site (coordinates or responsible forest office), vehicle registration number, exact path of travel, driving and rest periods (replacement driver) are documented [KORA]
- CH: movement document with indication of species, number of animals, definite identification (microchip), place of shipment, unloading site, vehicle registration number, last time of animal support, name and signature of the person in charge of the transport [KORA]
- CH: required customs documents [KORA]
- CH/D: Route map [KORA, SNU]

5. Coordination and communication between partners

5.1. Coordination of capture, transport and release procedures

Within the EU LIFE Project SNU has the project leadership and is therefore acting as the coordinator between the Partners. Responsible for the implementation of the LIFE project is chief executive Mr Jochen Krebühl, contact persons for the operational business as described in this MoU is the manager of LIFE project Ms Sylvia Idelberger and the scientific advisor Mr Julian Sandrini.

Inside the countries one person is identified as person in charge for the coordination and a person in charge for the administrative body. A deputy for each person is chosen. Additionally each partner institution identifies one person as central contact person, one deputy and the people to be informed in their teams.

5.1.1. List of partners and people to be informed

The list of the above mentioned partners and their team members with detailed contact data will be annexed in [appendix F](#). This list categorizes the participants in different levels of information details shared and frequency of updates.

Level A

One prime coordinator for each of the involved country is available at any time by mobile phone. Every important matter belonging to the project is sent in copy to these persons.

Level B

The core capture team including the “field vet” needs a very tight information and coordination within and also between the countries.

Level C

The quarantine station teams including vet in the different countries has to be informed by the capture teams of catch plans, the application of any traps (in their own country) and the end of the capture season.

Level D

One responsible official of each ministries of environment are informed about the catch plans and successful captures. The prime coordinators provide any information that is needed for the ministries.

5.1.2. Way of mutual information

All important information will be shared with the Partners listed in [appendix F](#). Everybody gets a mailing and telephone number list. A platform to upload files for all of the partners will be implemented. An annual meeting of all institutions of the MoU will be held.

Capture

Between the core capture team of the different countries all information belonging to the capture plan and the start and the end of the capture season is shared. Every four weeks a short report about the result (how many traps in which region), changed catch plans etc. is uploaded on the platform for everybody.

If lynx matching the given criteria is caught the information is given as soon as possible to all partners of Level A, B, C and D. Detailed information, in form of the capture and anaesthetic minutes ([appendices A and B](#)), about every successful captured lynx must be uploaded to the platform soon after capture. A short mail with basic information must be send to the members of the contact list

direct the day after capture. Basic information about each captured animal will be documented in a capture minute ([appendix A](#)).

Quarantine

The address, contact data and capacity of all used quarantine stations in each country must be shared by platform with the Partners listed in [appendix F](#).

Problems and cases of mortality with the housed lynx shared as soon as possible with the [appendix F](#) members. Translocations to other quarantine stations of lynx and the reason for must be reported to the [appendix F](#) members as soon as possible.

Any change of capacity for lynx in the station must be reported to the core capture team of the same country and the members of Level A.

Transport/Release

The transport route, the emergency plan and transport participants are shared with all members in [appendix F](#) before any animal is loaded for transport.

The release/transport protocol ([appendix C](#)) consists of information about travel process and release area and time, is send to members in [appendix F](#) after each successful release.

5.2. Decision making and conflict management

5.2.1. Instructions and decision making

SNU take response for the organisation of the entire project. The MoU Partners are responsible for implementation of the conditions formulated in this MoU. SNU communicates when actions should be paused or seasonally stopped.

Unusual Problems e.g. orphans translocation at an advanced stage of the project will by discussed collectively. Final decision lies with SNU.

5.2.2. Handling of disagreement between partners (within or between countries)

All Partners signing this MoU declare that they support the lynx reintroduction project in the Palatinate Forest according to the principles and rules of cooperation as outlined above. The duration of the MoU is identical to the live span of the project LIFE13 NAT/DE/000755 "Wiederansiedlung von Luchsen im Biosphärenreservat Pfälzerwald".

Partners may request a meeting (via Skype or phone) and raise the issue. Questions are presented in written form (email) and resolutions are documented just after the meeting. Each partner can require the attendance of another member of the MoU during the meeting. If a resolution is not reached, SNU takes the final decision.

Any of the Partners has the right to ask for a revision of this MoU as the necessity for such revision is recognised. SNU will lead such a revision process and ask all Partners for their agreement before the revision can take effect. The partners can revise the MoU unanimously.

Signatory

The signatory partners agree to the Memorandum of Understanding and its including procedures and protocols for the translocation of lynx from Switzerland and Slovakia to the Palatinate Forest.

Dr. phil. nat. Urs Breitenmoser
KORA - IUCN/SSC Cat Specialist Group

Dr. med. vet. Marie-Pierre Ryser-Degiorgis
Head of the FIWI Wildlife Group,
Vetsuisse Faculty, University of Bern

Ing. Peter Smolko, PhD
Chairman, OZ Diana

Ing. Milan Šovčík
Director, ZOO Bojnice

Jochen Krebühl
Chief executive officer,
Stiftung Natur und Umwelt Rheinland-Pfalz

Appendices

- Appendix A** capture instructions
- Appendix B** anaesthetic and veterinary surveillance instructions
- Appendix C** transport instructions
- Appendix D** requirements quarantine station
- Appendix E** selection criteria
- Appendix F** partner contact list

Appendix A capture instructions

Fangmethoden und Vorgehen

Dieser Appendix basiert auf der *Dokumentation Fang, Narkose und Markierung von Raubtieren* von Urs Breitenmoser^{1,2}, Andreas Ryser¹ und Marie-Pierre Ryser-Degiorgis², 2013. Diese kontinuierlich ergänzte Dokumentation ist in der Schweiz Bestandteil für die Fang- und Markierbewilligung des Bundesamtes für Umwelt BAFU und den Tierversuchsbewilligungen der Kantonalen Tierversuchskommissionen.

¹KORA, Thunstrasse 31, 3074 Muri b. Bern

²Zentrum für Fisch- und Wildtiermedizin FIWI, Vetsuisse-Fakultät, Universität Bern, Länggassstr. 122, Postfach 8466, 3001 Bern

1. Fang und Fanggeräte

1.1. Kastenfallen

Beschreibung. Die ersten Luchs-Kastenfallen stellten wir aus Drahtgitter oder Armierungsgittern (Abb. 3) her. Diese Fallen waren zwar einfach zu tarnen und hatten eine hohe Fangeffizienz, bargen aber das Risiko von Verletzungen (siehe unten) Die heute von uns verwendeten Kastenfallen bestehen aus massivem Lärchenholz (Abb. 2) oder aus Schalungstafeln (Abb. 3) welche in einen Stahlrahmen eingepasst wurde. Die Falltüren laufen in Metallschienen, um ein unmittelbares und rasches Schliessen zu gewährleisten. Die Fallen sind bei geschlossenen Türen weitgehend lichtdicht, für eine genügende Durchlüftung ist allerdings gesorgt. Die Unterkante der Türen ist mit Schaumstoff gepolstert (Abb. 3). Die Kastenfallen sind in der Regel nicht beködert; gelegentlich verwenden wir einen olfaktorischen Lockstoff, z. B. Urin. Ausgelöst wird die Falle entweder durch einen Faden, der quer durch die Falle gespannt wird, oder über eine Wippe in der Mitte der Falle. Beide Auslösetypen sind über einen Faden mit einem Fallenschloss der Marke Kieferle verbunden, welches die Falltüren hält und bei der Auslösung frei gibt. Je nach Einsatzort (Forststrasse, Wild-, bzw. Zwangswechsel) verwenden wir 2 verschiedene Grössen:

Grösse 1: Breite: 100 cm, Höhe: 105 cm, Länge: 250 cm;

Grösse 2: Breite: 75 cm, Höhe: 80 cm, Länge: 200 cm.

In beiden Falltüren ist je eine kleine und verschliessbare Öffnung eingelassen, die einen Kontrollblick in das Innere der Falle auch bei geschlossenen Türen ermöglicht. Bei einem Fang wird der Luchs durch diese Öffnungen mittels Blasrohr narkotisiert (Abb. 4).

Einsatz/Einsatzdoktrin. Kastenfallen werden im Winter eingesetzt, weil Luchse sich bei hoher Schneedecke eher auf den von uns verwendeten und mit Skiern oder Schneeschuhen gepfadeten



Abb. 1. Der erste in der Schweiz für die Forschung gefangene Luchs, 5. März 1983. Die ersten Fallen waren aus Draht- oder Armierungsgitter. Solche Fallen bergen ein Verletzungsrisiko, da Luchse mit den Krallen oder Zähnen im Gitter einhängen können.

Wegen bewegen, da der Schnee das Fortbewegen im steilen Bergwald erschwert. Die dafür sehr geeigneten Forststrassen können wir nur im Winter blockieren, wenn sie von Touristen oder der Berglandwirtschaft nicht genutzt werden. Die erfolgreichste Fangsaison liegt zwischen Februar und April, wenn sich Luchse unmittelbar vor und während der Paarungszeit mehr bewegen (und vermutlich weniger vorsichtig sind). Dieser Zeitraum bietet zwei weitere für den Fang sehr wichtige Vorteile: (1) Jungluchse sind bereits gross genug¹, um mit einem Senderhalsband ausgerüstet zu werden; (2) ab diesem Zeitpunkt können Jungluchse ohne ihre Mutter auskommen, und wir können daher in diesem Zeitfenster zwischen Dispersal der Jungen und neuer Trächtigkeit der Mutter adulte Weibchen wegnehmen, falls dies für Umsiedlungen notwendig ist.

Die Kastenfallen werden ausschliesslich an engen und steilen Stellen auf Forstrassen oder Wildwechsel platziert. Der Durchgang wird beidseitig durch Äste oder Tarnnetze erschwert (Abb. 2, 3). Die Fallen werden immer nach Absprache mit dem zuständigen Wildhüter, dem Jagdrevier, dem Revierförster oder dem Waldbesitzer installiert. Etwa 100 Meter vor der Falle hängen wir eine Warnung auf, die Leute auf die Falle aufmerksam macht und die Telefonnummern des lokalen Wildhüters und von KORA für Rückfragen bekannt gibt.

Überwachung. Die Kastenfallen werden rund um die Uhr mit einem GSM-Sender überwacht. Das Alarmsystem wird täglich mittels Kontroll-SMS auf seine Funktionalität geprüft. Bei Auslösung des Fallenschlosses sendet das System ein SMS an bis zu 5 verschiedene Empfänger. Nebst den KORA Mitarbeitern wird auch immer ein lokaler Wildhüter oder Jäger alarmiert, der so rasch wie möglich die Falle kontrolliert und „Fehlfänge“ (meistens Dachse oder Füchse) befreit. Beim Fang eines Luchses wird das Fangteam aufgeboten, um den Luchs so rasch wie möglich zu narkotisieren (Abb. 5). Je nach Standort der Kastenfalle² und dem notwendigen Anfahrt- und Anmarsch-Weg ist das Fangteam in 2–4 Stunden vor Ort. Soweit möglich werden die Eingänge der Fallen mit einer Infrarot-Videokamera überwacht (Abb. 3), die Aufschluss über das Verhalten der verschiedenen Tierarten in unmittelbarer Umgebung der Falleneingänge gibt. Die Kastenfallen werden routinemässig alle 5–7 Tage aufgesucht und auf ihre Funktionstüchtigkeit geprüft. Je nach Schneefall wird die Falle täglich kontrolliert, um die Funktion sicherzustellen.

Erfahrungen und Risiken. Kastenfallen sind im Unterhalt aufwändige Fanggeräte, aber sie bieten in einer Gegend, wo nur wenige Risse (siehe Kapitel 2) gefunden oder gemeldet werden, die effizienteste Möglichkeit, Luchse zu fangen. Kastenfallen haben eine deutlichen Bias zugunsten von Männchen: 70% der gefangenen Tiere sind männlich (Breitenmoser und Breitenmoser-Würsten 2008³). Die geschlossenen, glattwandigen Kastenfallen aus Holz sind sicher; wir haben bisher keine Verletzungen festgestellt ausser wenige aufgesplitterte Krallen. Die alten Fallen aus Eisengitter waren zwar leichter zu tarnen und daher auch effektiver, aber die Luchse zeigten oft Schürfungen, oder aufgesplitterte oder abgebrochene Krallen. Nachdem wir sogar zwei Fälle von abgebrochenen Canini hatten, stellten wir um auf massive Fallen, die keine Angriffspunkte bieten und im geschlossenen Zustand dunkel sind. In solchen Fallen verhalten sich die Tiere wesentlich ruhiger, und sie sind auch gut vor Kälte und

¹ Luchse werden Mitte Mai bis Mitte Juni geboren. Sie bleiben während etwa 10 Monaten bei der Mutter. Die Mutterfamilien lösen sich während der darauffolgenden Paarungszeit auf. Zum Studium des Dispersals werden Jungluchse unmittelbar vor der Trennung von der Mutter sendermarkiert, wenn sie fast ausgewachsen sind.

² Zurzeit werden Kastenfallen in den Nordwest-Alpen (Forschungsprojekt) und im Jura (Umsiedlungen) eingesetzt. Die Fahrt von Bern zum Standort dauert $\frac{3}{4}$ –1 $\frac{1}{2}$ Stunden. Je nach Schneelage ist dann noch ein Fussmarch von 15–60 Minuten notwendig.

³ Breitenmoser U., Breitenmoser-Würsten Ch. 2008. Der Luchs – ein Grossraubtier in der Kulturlandschaft. Salm Verlag, Wohlen/Bern.

schlechter Witterung geschützt. Luchse reagieren in der Regel gelassen auf das Öffnen des kleinen Fensters und der Narkose-Pfeil ist einfach mit einem Blasrohr zu applizieren (Abb. 4). In steilem und felsigem Gelände oder in der Nähe von Gefahrenquellen (z. B. Bergbach) lassen wir den Luchs nach Verabreichen des Antagonisten in der geschlossenen Kastenfalle aufwachen, bis er sich vollständig erholt hat.

Bisher haben wir 42-mal Luchse in einer Kastenfallen gefangen (Stand Oktober 2013). Beifänge (andere Tiere als Luchse) sind relativ selten, da wir die Fallen bewusst olfaktorisch nicht tarnen. Je nach Standort können dies Dachse, Haus- oder Wildkatzen, Marder oder – sehr selten – Gämsen sein. Für andere Grossraubtiere sind unsere Kastenfallen ungeeignet. Wölfe sind zu vorsichtig, um in eine solche Kiste zu gehen. Bären werden zwar mit grossen Fallen gefangen, aber da handelt es sich meistens um habituierte Tiere, die mit Futter angeködert werden. Solche Fallen müssten aber wesentlich stabiler gebaut sein (z. B. metallene Tonnen-Fallen).



Abb. 2. Kastenfalle aus Lärchenholz auf verbarrikiertem Forststrasse. Massive Holzfallen bieten keine Angriffspunkte für Krallen oder Zähne, und gefangene Tiere verhalten sich in dunklen Fallen ruhig.



Abb. 3. Kastenfalle aus Schalungstafeln. Aufnahme der Überwachungskamera im Moment, wo ein Luchs in die Falle geht. Der Pfeil weist auf die mit Schaumstoff gepolsterte Unterkante der Falltür.



Abb. 4. Luchs in einer Kastenfalle. Er wird von einem Guckloch her abgelenkt, während ihm durch das gegenüberliegende Guckloch mit dem Blasrohr der Spritzenpfeil (rotes Federbüschel am rechten Hinter Schenkel) das Narkosemittel appliziert wird.



Abb. 5. Narkotisierter Luchs in Kastenfalle. Die Tiere werden vor Ort untersucht, mit Senderhalsband ausgerüstet und wieder frei gelassen oder – bei Umsiedlungen – in die Quarantänestation gebracht.

1.2. Schlingenfallen

Beschreibung Schlingenfalle. Fuss-Schlingenfallen erinnern an die „klassischen“ Fusseisen kanadischer Trapper, sind aber in ihrer Funktion grundlegend verschieden. Das runde Trittbrett (Abb. 6) ist ein reiner Wurfapparat, der keine Festhaltefunktion hat und vom der Schlinge vollständig getrennt ist. Die Bügel des Wurfapparats sind nur mit schwachen Federn ausgerüstet und können sich nur auf 10 cm schliessen. Festgehalten wird das Tier durch ein 6x19-Litzen Inox-Stahlkabel, welches in einem Fallenrohr an einer Feder befestigt ist. Die Schlinge wird geöffnet um die Wurfbügel gelegt, die die Schlinge um die Pfote des Luchses werfen, wenn der Luchs auf das Trittbrett steht (Abb. 7). Die Feder im Fallenrohr beschleunigt die Schlinge beim Zusammenziehen, sie dient aber auch als Stossdämpfer, wenn der gefangene Luchs zu entkommen versucht, und verhindert abrupte Schläge auf die Pfote. 2–4 Fusschlingen-Fallen in unmittelbarer Nähe eines vom Luchs gerissenen Tiers ausgelegt und getarnt (Abb. 8 und 9). Das Fallenrohr wird je nach Situation mit Stahlkabel an einem Baum oder mittels Bodenschrauben verankert.

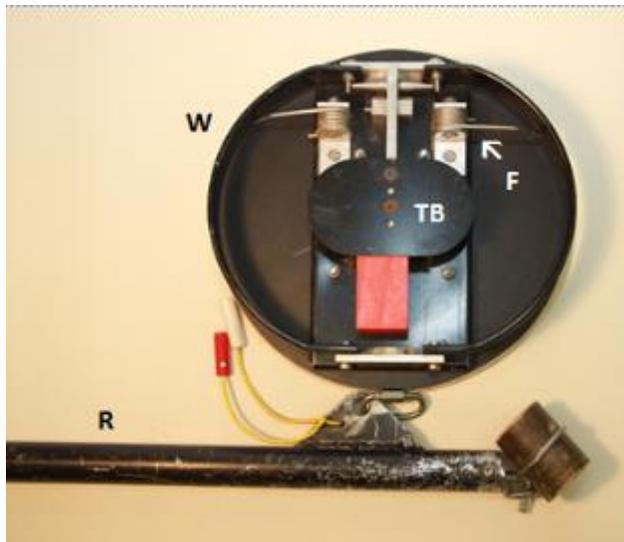


Abb. 6. Die Fuss-Schlingenfalle Typ „KORA 08“ besteht aus einem Fallenrohr (R) mit einer Feder, die die Stahlkabel-Schlinge schliesst, und einem davon getrennten Trittbrett, das als Wurfmechanismus dient (W) und die Schlinge um den Fuss wirft, wenn ein Tier auf das Trittbrett (TB) tritt. Die Wurfbügel werden durch die Federn (F) angehoben, können sich aber nicht schliessen.



Abb. 7. Fuss-Schlingefalle Type „KORA 08“ mit ausgezogenem Kabel um die Wurfbügel.

Überwachung. Die Fallen werden kontinuierlich mit einem VHF-Sender von Andreas Wagener Telemetrieanlagen aus Köln (D) oder einem GPS-System wie für die Kastenfallen verwendet überwacht. Das Fangteam wartet in einem geeigneten Warteraum weit genug entfernt, um nicht zu stören (einige hundert Meter), aber so nahe, dass der Fangort in 5–15 Minuten zu erreichen ist, und rückt bei Alarm sofort aus. Der gefangene Luchs wird je nach Bedingungen entweder mit einem Netz festgehalten und anschliessend narkotisiert (Abb. 10), oder aber direkt mit einem Blasrohr beschossen (Abb. 11).

Erfahrungen und Risiken. Schlingenfallen sind effiziente und weitgehend sichere Fanggeräte. Bisher haben wir 131 Mal Luchse damit gefangen, einige Tiere mehrmals, um Sender zu wechseln. Die Schlinge selbst verursacht keine Verletzungen (Abb. 12), namentlich weil wir innerhalb von wenigen Minuten beim gefangenen Tier sind. In zwei Fällen beobachteten wir Schürf- bzw. Kratzwunden an

der gefangenen Pfote, dies vor allem wenn ein Luchs mit einem Hinterbein gefangen wurde und so mehr Kraft beim Fortspringen entwickelt bzw. sich mit den Vorderpfoten aus der Schlinge zu befreien versuchte.

Wir hatten allerdings zwei Kabelbrüche, einmal aus unbekanntem Gründen und einmal aufgrund eines Fehlers in der Montage des Fallenrohrs. Daraufhin haben wir eine zusätzliche Sicherung und einen Gummidämpfer in das Fallenrohr eingebaut und die Montageanleitung (Anhang I) für die Fallen verbessert. Ein einmal für einen Fang verwendetes Kabel wird durch ein neues ersetzt, unabhängig davon, ob am Stahlseil Verletzungen sichtbar sind oder nicht. Zudem hatten wir einen tragischen Unfall, als vor mehreren Jahren ein Jungluchs kopfüber in eine Schlinge des Typs „KORA 88“ (Abb. 8) geriet und sich in wenigen Minuten strangulierte. Nach diesem Unglück haben wir den Durchmesser der Trittbretter um 8 cm verkleinert (Typ „KORA 08“; Abb. 6 und 7) und die benötigte Auslösekraft erhöht.

Bei der Positionierung der einzelnen Falle wird dem Bewegungsspielraum Rechnung getragen, so dass sich das Tier nicht in eine gefährliche Lage bringen kann. Oft muss das Beutetier einige Meter verschoben werden, um für den Fang günstige Voraussetzungen zu schaffen. An einem vom Luchs gerissenen Beutetier eingesetzte Fallen sind sehr artspezifisch. Nur wenige Tiere nähern sich einem Luchsriss, weshalb Fehlfänge sehr selten sind. Gegenüber den 131 Luchsfängen fingen wir nur einen Fuchs und mehrmals Hauskatzen, Hunde und Dachse. Alle so gefangenen Tiere konnten unverletzt freigelassen werden.

Unsere Schlingenfallen eignen sich für den Fang von Luchsen, nicht aber für den Fang der überaus sensiblen Wölfe, da sie sich optisch und olfaktorisch nicht genügend tarnen lässt.



Abb. 8. Vier Fusschlingen-Fallen Typ „KORA 88“ um ein gerissenes Reh. Die schwarzen Linien markieren die Leiterkabel, die die Fallen mit dem Alarmsystem (AS) verbinden.



Abb. 9. Die Fusschlingen-Fallen „KORA 08“ werden in unmittelbarer Nähe zu einem gerissenen Beutetier (hier ein Schaf) möglichst flach und bodeneben ausgelegt und anschliessend getarnt (zweites Bild).



Abb. 10. Ein in der Fusschlinge gefangener Luchs wird mit einem Netz sichergestellt und danach per Spritze immobilisiert. Im Vordergrund sind die Wurf-teller sichtbar. Foto L. Geslin.



Abb. 11. Ein Luchs tritt noch bei Tageslicht in eine Falle und wird per Blasrohr narkotisiert. An einem Baum im Hintergrund ist der Fallensender angebracht (Pfeil), der das Fangteam alarmiert hat. Am Boden liegen die vom Festhalte-mechanismus getrennten Trittbretter. Foto W. Kunz.



Abb. 12. Luchspfote mit Fusschlinge. Die Schlinge besteht aus einem hochflexiblen 6x19-Litzen Inox-Stahlkabel mit einer minimalen Bruchkraft von 590 kg.

1.3. MICS (Minimally invasive capture system)

Beschreibung MICS. Luchse reagieren sehr unterschiedlich auf einen Fang. Einige Luchse haben wir mehrmals wiedergefangen, ohne dass sie vorsichtiger wurden, andere reagierten nach dem Erstfang äusserst empfindlich auf jegliche Veränderung an einem Beutetier. Um fallenscheue Luchse wieder zu fangen, haben wir in den vergangenen 10 Jahren ein neues Fangsystem, den MICS – ein ferngesteuertes Blasrohr – entwickelt (MICS = Minimally Invasive Capture System; Abb. 13 und 14; Ryser et al. 2005⁴). Dieses kann aus einer Distanz von bis zu 800 Meter über einen Bildschirm ferngesteuert werden und wird an einem aktuellen Luchsriss eingesetzt. Mit Hilfe einer eingebauten Kamera am Schiessapparat (Abb. 15) und einem Bildschirm an der Steuerung (Abb. 16) sind präzise Schüsse mit Betäubungspfeile bis zu einer Distanz von 25 Meter möglich. Im Schiessapparat sind neben dem Lauf eine Infrarotkamera und ein Infrarotschweinwerfer eingebaut. Ein Laser-Pointer dient der Kalibrierung des Schusses und muss bei jedem Fangversuch neu auf die gewählte Schussdistanz



Abb. 13. Die neueste (dritte) Generation des MICS (Minimally Invasive Capture System) noch ungetarnt an einem Baum in ca. 10 Meter Entfernung vom Beutetier montiert.



Abb. 14. Der MICS getarnt mit Richtantenne zur Kommunikation mit der Steuereinheit. Im Hintergrund das Beutetier des Luchses.

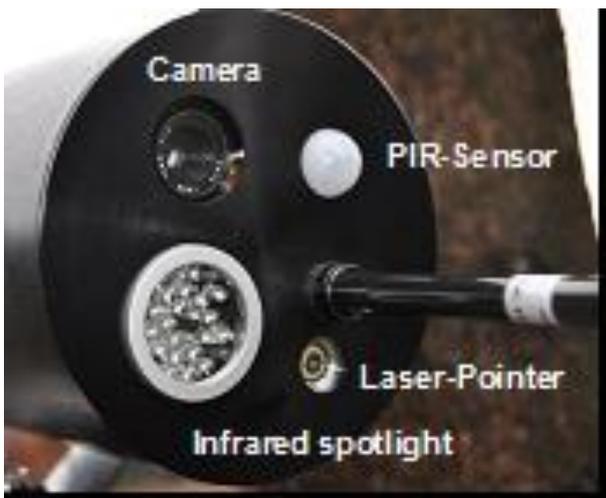


Abb. 15. Frontansicht des MICS mit der IR-Kamera, dem Bewegungsmelder (PIR), dem IR-Scheinwerfer und dem Laser-Pointer zum Justieren der Zieleinheit.



Abb. 16. Die Steuereinheit des MICS mit dem Bildschirm mit aufgeklebtem Fadenkreuz, das nach dem Justieren den Auftreffpunkt des Blasrohrpfeils markiert.

⁴ Ryser A., Scholl M., Zwahlen M., Oetliker M., Ryser-Degiorgis M.P. and Breitenmoser U. 2005. A remote-controlled teleinjection system for the low-stress capture of large mammals. Wildl. soc. bull. 33, 721-730.

eingestellt werden. Der Bewegungsmelder (PIR; Abb. 15) alarmiert das Fangteam vor Ort, wenn sich ein Tier dem Riss nähert. Eine automatische Heizung verhindert das Gefrieren der Narkosemittel bis zu einer Temperatur von -25°C . Wir verwenden 11 mm/3 ml Pfeile der Firmen Daninject (DAN-INJECT ApS, Sellerup Skovvej 116, DK-7080 Børkop, Dänemark; Abb. 3.23) und Telinject (Veterinärmedizinische Spezialgeräte GmbH, D-Römerberg, Deutschland) zur Applikation des Narkosemittels.

Einsatz/Einsatzdoktrin. Der Vorteil des MICS liegt darin, dass am Beutetier (oder einer anderen Stelle, an der ein zu fangendes Tier einen Moment verweilt) keine Veränderung vorgenommen werden muss. Da jedoch bei einem Fang mit dem MICS das Tier physisch nicht zurückgehalten wird, setzen wir das Gerät nicht ein, wenn sich in der näheren Umgebung (± 200 Meter) gefährliche Geländestrukturen wie vielbefahrene Strassen, Wasserläufe oder steile Felspartien befinden. Der Schuss erfolgt in die Hinterflanke, wenn sich das Tier seitlich vor der Kamera präsentiert. Der MICS erlaubt das gezielte Narkotisieren eines einzelnen Luchses, beispielsweise aus einer Familiengruppe. Die Schussdistanz wählen wir mit 4–10 Meter bewusst klein. Videoauswertungen zeigen, dass die Tiere eine unglaubliche Reaktion haben und manchmal bereits auf das Auslöse-Geräusch so schnell wegspringen, dass der relativ langsame Pfeil sie verfehlt. Die Reaktionszeit hängt allerdings von der Position des Luchses ab. Wenn er sichert (auf die Umgebung lauscht), erfolgt die Reaktion viel schneller als wenn er am Fressen ist.

Überwachung. Da der MICS von Hand – wenn auch über grosse Distanz – gesteuert werden muss, wird das Gerät laufend überwacht. Ein Bewegungsmelder überwacht den Bereich um den Riss und alarmiert das Fangteam wahlweise akustisch oder visuell. Im Narkosepfeil (Abb. 17) ist ein Mini-VHF-Sender eingebaut, der es gestattet, den Pfeil – und damit den schlafenden Luchs – zu finden, wenn er sich vom Riss entfernt. Nach dem Schuss warten wir mindestens 20 Minuten, bevor wir den Luchs suchen, um dem Narkosemittel genügend Zeit zu lassen, seine Wirkung zu entfalten.



Abb. 17. Mittels MICS narkotisierter Luchs mit Senderpfeil der Marke Telinject.

Erfahrungen und Risiken. Wir haben den MICS zunächst als selektives Fanggerät und zum Wiederfangen von scheuen Tieren entwickelt. Er ist jedoch auch eine äusserst stressfreie Fangmethode. Da die Tiere kaum realisieren, was eigentlich geschieht, ist die Belastung offenbar sehr gering. Bei der Untersuchung der Blut- und Kortisolwerte konnten wir zeigen, dass Fänge mit dem MICS weniger Stress auslösen als Kasten- oder Schlingenfallen (Ryser et al. 2005). Die Schussgenauigkeit ist stets sehr hoch, die Streuung bewegt sich bei Distanzen bis 20 Meter im Zentimeterbereich. Da die Tiere beim Fang physisch nicht zurückgehalten werden, ist eine Verletzungsgefahr sehr gering. Letzter Punkt schränkt die Anwendung aber auch ein. Da sich der Luchs nach dem Schuss vom Riss entfernen kann und bei einsetzender Wirkung des Narkosemittels in Gefahr geraten könnte (obwohl wir keinen Hinweis darauf haben, dass die Tiere unkontrolliert einschlafen), setzen wir den MICS in der Nähe von befahrenen Strassen, Flüssen und steilen Geländestrukturen nicht ein. Als Sicherheitsdistanz definierten wir 200 Meter. Die bisher beschossenen Tiere ($n = 7$) haben sich zwischen 0 (direkt auf dem Riss eingeschlafen) und 200 Meter vom Riss entfernt. Da der Narkosepfeil haften muss, damit das Mittel in den Muskel eindringen und der eingebaute Sender seinen Sinn erfüllen kann, verwen-

den wir Kanülen mit einem kleinen Kragen. Die bleiben in der Haut haften, verursachen aber beim Herausziehen im Gegensatz zu einem Widerhaken keine Wunde.

Direktschuss. Der MICS lässt sich nicht nur beim Fang eines Luchses verwenden. Denkbar ist sein Einsatz auch bei Wolf oder Bär. Bei letzterem ist aber auch der Direktschuss eine Option. Der Schuss erfolgt mit dem gleichen Narkosepfeile wie beim MICS (11 mm, Dan-Inject oder Telinject), so dass wir auch hier die Senderpfeile verwenden können. Als Gewehr verwenden wir in der Regel ein Dan-Inject CO2 Betäubungsgewehr (Modell J.M.St.) mit Zielfernrohr.

Montage-Anleitung für Fusschlingen-Falle „KORA 08“

Anleitung Montage Fuss-Schlingenfalle KORA Mod. 08

Die Fuss-Schlingenfalle KORA Mod. 08 ist eine Falle zum Fang von mittelgrossen Raubtieren mittels eines Stahlkabels, das um die Pfote des Tiers geworfen wird. Die Falle (Abb. 1) besteht aus einem **Fallenrohr** mit Feder und Drahtseil zum Festhalten des Tiers und einem Wurfmechanismus (**Wurfbrett**), das die Schlinge um die Pfote des Tiers hebt. Diese Anleitung beschreibt die Montage der Schlinge im Fallenrohr. Das Stahlkabel muss nach jedem Fang ausgewechselt werden.

Diese Montage muss mit äusserster Sorgfalt erfolgen, da ein Abweichen oder eine Nachlässigkeit nicht nur die Funktion des Systems beeinträchtigen, sondern auch die Sicherheit des gefangenen Tiers gefährden kann!

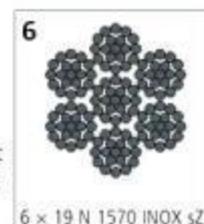


Material



1. Fallenrohr mit End-Konus (a) und Halte-Lasche (b)
2. Bananenstecker weiblich (für Alarm)
3. Elektro-Kabel (für Alarm)
4. Feder
5. Spannfeder-Splint
6. Stahlseil 1 m, 3 mm, 32 Litzen
7. Feststell-Winkel zum Blockieren der Schlinge am Fuss
8. Gummi-Puffer zum Dämpfen des Anschlags beim Ausziehen der Feder bis zum Anschlag
9. Seilkausche
10. Unterlagscheibe (12 x 6 ausgefeilt)
11. Presshülse 3 mm
12. Ring-Metallschraube (5 x 40)
13. Stopmmutter 6 mm
14. Unterlagscheibe (7,2 x 5)
15. Aluminium-Röhrchen (Ø 7 x 22)

Stahlseil Inox Ø 3mm, 6 x 19 mit rechnerischer Bruckkraft 740 kg und Mindest-Bruckkraft 590 kg

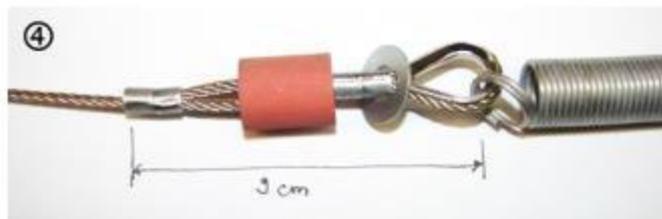
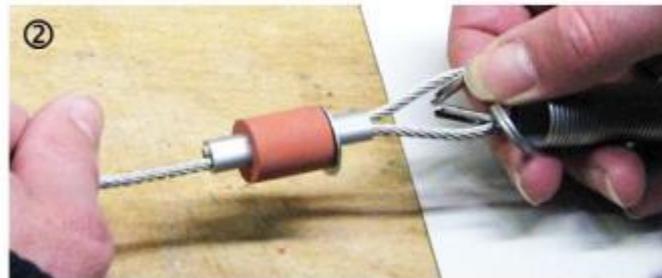
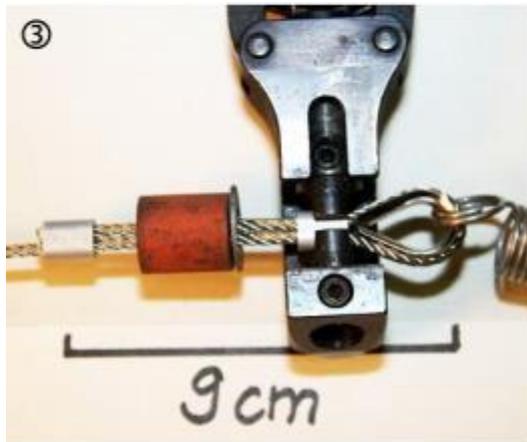


6 x 19 N 1570 INOX sZ

Montage der Schlinge 1



1. Anordnung der Komponenten am Stahlseil
2. Montage des Stahlseils an der Feder
3. Verschweißen der Presshülsen mit der Presshülsen-Zange
4. Fertig montiertes Stahlseil an der Feder. Länge der Überlappung = 9 cm



Montage der Schlinge 2

Fixierung der Feder im Rohrende und hintere Halterung:



Ring der Feder über Aluminium-Röhrchen stülpen und im Rohr Ringschraube durchschieben. Das Aluminium-Röhrchen verhindert das Zerquetschen des Rohrs!



Fertig montiertes Rohrende mit Halte-Karabiner

Montage des Feststell-Winkels am Stahlseil, vordere Halterung und Elektro-Kabel für Alarm:



Presshülse mit spezieller Zange montieren!
Vorderer Halte-Karabiner



Fertig montierter Feststell-Winkel

Formular Fang KORA**Lynx project CAPTURE PROTOCOL/FORM**

Filled in by: _____ Date: _____

Date: _____ Time: _____ h Coordinates: _____ / _____

Commune & Locality: _____ Altitude: _____ m

Trap type: _____ ID Lynx: _____ Name Lynx: _____

Nr. Ear tag: _____ Frequency: _____ MHz Narcotic: _____ *

Photo: ___ no ___ yes who: _____

Video: ___ no ___ yes who: _____

Participants: _____

Sex: _____ Weight: _____ kg Age: ___ ad ___ juv exact: _____

Length: Body: _____ cm Tail: _____ cm Shoulder height: _____ cm

Tarsus: left: _____ cm / right: _____ cm

Ear: left: _____ cm / right: _____ cm

Ear tuft: left: _____ cm / right: _____ cm

Distance between canini: upper: _____ mm / lower: _____ mm

Neck size: _____ cm Distance anus-genital aperture: _____ mm

Taking of samples

___ blood quantity: _____ ml

___ tooth which one: _____

___ hair which ones: _____

___ others: _____

Conservation of samples

how/where: _____

how/where: _____

how/where: _____

Remarks:

(CAPTURE PROTOCOL CONT.)

*** Details about the anaesthesia:**1. Injection: Time: _____ h Quantity: _____ ml Product: _____2. Injection: Time: _____ h Quantity: _____ ml Product: _____3. Injection: Time: _____ h Quantity: _____ ml Product: _____4. Injection: Time: _____ h Quantity: _____ ml Product: _____**Heart (H) and respiratory (A) rhythms**

- Time: _____ h H = _____/min A = _____/min

- Time: _____ h H = _____/min A = _____/min

- Time: _____ h H = _____/min A = _____/min

- Time: _____ h H = _____/min A = _____/min

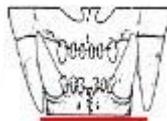
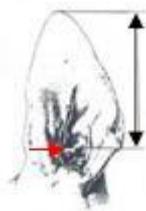
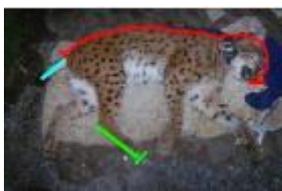
- Time: _____ h H = _____/min A = _____/min

Time: waking up: _____ h standing: _____ h

Specifications for the length measurements:

- Body length: From the tip of the nose to the root of the tail*
- Tail: Root of the tail to tip of the tail*
- Shoulder height: Proximal edge of the toe ball to upper end of the bladebone (scapula)
- Tarsus: Tarsus joint to outermost toe ball
- Ear: Outermost limit of the ear to Anthelix*
- Ear tuft: Tip of the ear to tip of the tuft
- Distance b. canini: Measure tip to tip of canini*
- Anus-genital aper.: Measure from centre to centre of the holes

* Figs:



Appendix B anaesthetic and veterinary surveillance instructions

Narkose und veterinärmedizinische Überwachung

Dieser Appendix basiert auf der *Dokumentation Fang, Narkose und Markierung von Raubtieren* von Urs Breitenmoser^{1,2}, Andreas Ryser¹ und Marie-Pierre Ryser-Degiorgis², 2013. Diese kontinuierlich ergänzte Dokumentation ist in der Schweiz Bestandteil für die Fang- und Markierbewilligung des Bundesamtes für Umwelt BAFU und den Tierversuchsbewilligungen der Kantonalen Tierversuchskommissionen.

¹KORA, Thunstrasse 31, 3074 Muri b. Bern

²Zentrum für Fisch- und Wildtiermedizin FIWI, Vetsuisse-Fakultät, Universität Bern, Länggassstr. 122, Postfach 8466, 3001 Bern

Ergänzt werden die Angaben durch Narkotika und Gegenmittel auf slowakischer Seite durch den Zoo Bojnice.

1. Narkose

Seit Beginn der radiotelemetrischen Feldforschung am Luchs 1983 arbeiteten das *Luchsprojekt Schweiz* (heute KORA), die Wilduntersuchungsstelle des Instituts für Tierpathologie (heute Abteilung für Wildtiere des Zentrums für Fisch- und Wildtiermedizin) und die Klinik für Kleine Haustiere der Universität Bern zusammen, um die damals in den Kinderschuhen steckende Immobilisation von Wildtieren weiter zu entwickeln. In den letzten 10 Jahren haben KORA und FIWI in Zusammenarbeit mit Kollegen aus anderen Ländern die Protokolle für die Narkose von Grossraubtieren weiter verbessert. Wir orientieren uns ständig an den neuesten Erkenntnissen und geben unsere Erfahrungen auch an andere Arbeitsgruppen weiter.

Die Narkose beim Luchs wird gemäss einem von Dr. G. Neiger-Aeschbacher (frühere Leiterin der Anästhesie-Abteilung an der Klinik für Kleine Haustiere des Tierspitals Bern) vorgeschlagenen Protokolls durchgeführt.

1.1. Narkotika und Gegenmittel

Beim Luchs wird die Narkose mit einer Kombination von Sedativa und Narkotika durchgeführt. Es hat sich eine Einleitung mit Medetomidin gefolgt von einer Injektion Ketamin bewährt. Die Erfahrung hat gezeigt, dass diese Kombination zu einer zuverlässigen, risikoarmen Anästhesie von Luchsen in allen Altersklassen führt, inkl. Tiere in schlechtem Gesundheitszustand.

Präparate

SCHWEIZ

Medetomidin ist ein Sedativum (Beruhigungsmittel). Es handelt sich um einen selektiven, spezifischen und stark wirksamen alpha-2-Rezeptoren-Agonist. Die Aktivierung von alpha-2-Rezeptoren bewirkt eine Verminderung der Freisetzung und des Umsatzes von Noradrenalin im Zentralnerven-

system. Medetomidin gilt als spezifischer und je nach Tierart 10–50 Mal wirksamer als Xylazin¹ (ein weiterer alpha-2-Adrenozeptoren-Agonist); Medetomidin potenziert auch Ketamin deutlich mehr als Xylazin. Medetomidin kann intravenös, intramuskulär oder subkutan verabreicht werden.

Für den Luchs verwenden wir meistens das Medetomidin-Präparat Domitor[®] (1 mg Medetomidin hydrochlorid/ml), wobei das Generikum Dorbene[®] auch schon zum Einsatz gekommen ist (Besorgungsartikel via Dr. Gräub AG). Nach intramuskulärer Injektion wird Medetomidin rasch resorbiert. Für Domitor[®] wird angegeben, dass seine Kinetik im Blutplasma nach intramuskulärer Injektion derjenigen nach intravenöser Injektion sehr ähnlich ist; die maximale Plasmakonzentration sei innerhalb von 15–20 Minuten erreicht und die Halbwertszeit bei der Ausscheidung betrage etwas 1,5 Stunden. Dorbene[®] erreicht eine maximale Plasmakonzentration innerhalb von 30 Minuten; die angegebene Ausscheidungs-Halbwertszeit mit 1–2 Stunden ist ähnlich wie für Domitor[®]. Eigene Erfahrungen mit Dorbene[®] bei Luchsfängen lassen vermuten, dass Dorbene[®] etwas langsamer wirkt als Domitor[®]. Da aber beide Präparate genau die gleiche Zusammensetzung haben, könnten diese Beobachtungen allerdings auf individuellen Unterschieden beruhen.

Die Verabreichung von Medetomidin führt zu Sedation (Herabsetzung des Bewusstseins), Analgesie (Schmerzunempfindlichkeit) und Muskelrelaxation (Muskelentspannung). Bei voll ausgeprägter Wirkung ist das Tier entspannt und reagiert nicht mehr auf äussere Reize. Medetomidin kann aber zu einer Reihe Nebenwirkungen und mögliche Komplikationen führen. Für Wildtiere besonders bedeutend ist, dass Medetomidin die Thermoregulation stört (insb. Unterkühlungsrisiko beim Luchs), und zu einer verminderten Leistung des Atemapparates und Blutkreislaufs führen kann.

Medetomidin wird in der Leber abgebaut und seine Metaboliten werden hauptsächlich über die Niere (im Harn) ausgeschieden. Die Wirkungen von Medetomidin können durch die Injektion vom spezifischen Antagonist Atipemazol aufgehoben werden (siehe unten). Ohne Antagonisierung kann während der Erholungsphase Ataxie auftreten

Ketamin (Ketasol-100, 100 mg Ketamin/ml) wird zur vollständigen Ausschaltung des Bewusstseins-Zustands zusätzlich zu Medetomidin verwendet. Es ist ein Anästhetikum (Cyclohexan) mit hypnotischen Eigenschaften, das eine funktionelle und elektrophysiologische „Dissoziation“ zwischen Thalamus und dem limbischen System bewirkt. Es hat eine schnelle, aber relativ kurze Wirkung (ca. 30–60 Minuten, je nach Dosierung). Wichtige mögliche Nebenwirkungen sind eine Erhöhung des Blutdrucks und der Herzfrequenz (was in Kombination mit Medetomidin die Nebenwirkungen des Sedativums teilweise kompensiert), eine anfängliche Unterdrückung der Atmung und, wenn allein verwendet, eine hohe Konvulsionsgefahr. Die Metabolisierung erfolgt in der Leber und die Ausscheidung mit dem Harn. Ketamin kann intramuskulär, intravenös oder subkutan injiziert werden. Es gibt keinen Antagonist für Ketamin aber diese Substanz ist durch einen hohen therapeutischen Index charakterisiert. Bei einer Überdosierung können die Krämpfe durch die Verabreichung von Diazepam (Valium[®]) gedämpft werden.

Atipamezol ist ein α_2 -Antagonist. Dieser Wirkstoff hebt die sedierende Wirkung von α_2 -adrenergic-Agonisten (Medetomidin) auf. Es kann intramuskulär, intravenös oder subkutan verabreicht werden und wird über den Harn ausgeschieden. Als Präparat brauchen wir Antisedan[®] oder das Generikum Alzane[®]. Es wird angegeben, dass Atipamezol nach intramuskulärer Applikation seine Wirkung nach

¹ Xylazin ist ein weiterer Wirkstoff, der oft zur Narkose von Tieren verwendet wird. Er ist z. B. Teil der „Hellabrunner-Mischung“ (Xylazin und Ketamin), mit der wir bis 1992 Luchse narkotisierten.

5–8 Minuten entfaltet, aber dass es Tierarten-spezifische Unterschiede gibt. Hohe Dosen können erhöhte Herzfrequenz (Tachykardie), erhöhten oder erniedrigten Blutdruck, Angstzustände, Zittern und Krämpfe verursachen. Wenn Medetomidin in Kombination mit einem Cyclohexan (Ketamin, Tiletamin) injiziert wurde, darf Atipamezol erst mindestens 30–45 Minuten nach der letzten Cyclohexan-Injektion verabreicht werden (d.h. nach Ende der Wirkungsdauer des Cyclohexan-Präparats).

SLOVAKIA

Butorphanol is a morphinan-type synthetic opioid analgesic. It is available as the tartrate salt in injectable, table and intranasal spray formulations. Butorphanol exhibits partial agonist and antagonist activity at the μ opioid receptor, as well as competitive antagonist activity and partial agonist activity at the κ opioid receptor. It leads to hyperpolarization of the cell membrane potential and suppression of action potential transmission of ascending pain pathways. Butorphanol is widely used as a sedative and analgesic. It is administered either IM or IV, with its analgesic properties beginning to take effect about 15 minutes after injection and lasting 4 hours. For sedation, it may be combined with tranquilizers such as alpha-2 agonists (medetomidine (Domitor)), benzodiazepines, or phenothiazines (acepromazine). It is frequently combined with xylazine or detomidine (Dormosedan etc.). Overdosing may result in seizures, falling, salivation, constipation, and muscle twitching. If an overdose occurs, a narcotic antagonist, such as naloxone, may be given. Caution should be used if Butorphanol is administered in addition to other narcotics, sedatives, depressants, or antihistamines as it will cause an additive effect. Butorphanol is extensively metabolized by the liver and excreted in the urine.

Midazolam is a medication used for anesthesia, procedural sedation. It is a short-acting benzodiazepine metabolised into an active metabolite alpha1-hydroxymidazolam. Midazolam can be give by mouth, intravenously, by injection into a muscle, sprayed into the nose, or in the cheek. When given intravenously it begins working typically within five minutes, when injected into a muscle it can take fifteen minutes to begin working. Effects last for between one and six hours. Side effects can include a decrease in efforts to breathe, low blood pressure, and sleepiness. A midazolam overdose is considered a medical emergency and generally requires the immediate attention of medical personnel. The antidote for an overdose of midazolam (or any other benzodiazepine) is flumazenil. Midazolam is metabolized in the liver and kidneys, and excreted in urine.

Naloxone is a medication used to reverse the effects of opioids especially in overdose. It works by reversing the depression of the central nervous system and respiratory system caused by opioids. When given intravenously it works within two minutes and when injected into a muscle it works within five minutes. If minimal or no response is observed within 2–3 minutes dosing may be repeated every 2 minutes until the maximum dose of 10 mg has been reached. If there is no response at this time alternative diagnosis and treatment should be pursued. The effects of naloxone last about half an hour to an hour. Multiple doses may be required as the duration of action of most opioids is greater than that of naloxone. Adverse effects may include agitation, nausea, vomiting, in rare cases it has been associated with heart rhythm changes, seizures, and pulmonary oedema. To prevent this small doses every few minutes can be given until the desired effect is reached.

Flumazenil is a GABA_A receptor antagonist primarily available by injection only, and the only GABA_A receptor antagonist. It is used as an antidote in the treatment of benzodiazepine overdoses. It

reverses the effects of benzodiazepines by competitive inhibition at the benzodiazepine binding site on the GABA_A receptor. The onset of action is rapid and usually effects are seen within one to two minutes. The peak effect is seen at six to ten minutes. Many benzodiazepines (including midazolam) have longer half-lives than flumazenil. Therefore, repeat doses of flumazenil may be required to prevent recurrent symptoms of overdosage once the initial dose of flumazenil wears off. It is hepatically metabolised to inactive compounds which are excreted in the urine.

1.2. Einleiten, Überwachen und Aufheben der Narkose, „post-release“ Monitoring

Einleitungsphase. Falls eine Falle zur vorherigen physischen Immobilisation des Tieres verwendet wird, wird die Annäherung zum gefangenen Tier möglichst rasch nach dem Einfang und mit möglichst geringer Störung durchgeführt (leise und mit der minimalen notwendigen Anzahl Personen), damit der verursachte Stresszustand des Tieres auf dem nicht vermeidbaren Minimum bleibt. Falls keine physische Immobilisation erfolgt (MICS, Narkosegewehr) wird die Narkose ebenfalls mit möglichst wenig Störung für das Tier eingeleitet.

Einem zu narkotisierenden Tier wird zuerst die aufgrund des geschätzten Körpergewichts berechnete Dosis Betäubungsmittel injiziert. Dabei wird auf die Oberschenkelmuskulatur gezielt.

SCHWEIZ

Die verwendete Dosis ist für subadulte und adulte Luchse beider Geschlechter identisch: 2,8 ml Domitor[®] und 0,8 ml Ketazol-100[®]. Ausgerechnet auf das reale Gewicht ergibt das eine Spanne von 0.11-0.16 mg/kg Medetomidin und 3.2-5.5 mg/kg Ketamin (Ryser et al. 2005). Es ist schwierig, das Alter und das Geschlecht bei einem ausgewachsenen Luchs zu bestimmen, der sich in einer Falle befindet. Obwohl leichtere Tiere tendenziell tiefer schlafen als schwerere, hat sich die Standarddosis in allen Fällen als effizient und sicher erwiesen. Bei juvenilen Tieren wird die Dosis dem geschätzten oder bekannten Gewicht angepasst. Nach der Injektion Domitor[®] warten wir ca. 20 Minuten, bis der Luchs Anzeichen einer tiefer Sedation zeigt (Abliegen, Kopf am Boden, keine Reaktion auf leichte Geräusche). Diese erste Dosis wird je nach Fangmethode entweder von Hand oder mit dem Blasrohr verabreicht. Falls eine Beobachtung der Atemfrequenz möglich ist, wird dieser Parameter schon ab diesem Zeitpunkt gemessen. Wenn der Luchs sediert ist, erhält er das Ketamin-100[®] von Hand in die Oberschenkel gespritzt. Mit Eintritt der eigentlichen Narkose wird eine Abnahme der Atemfrequenz festgestellt. Nach 2–5 Minuten wird die Reaktion des Luchses auf akustische Signale oder Berührung geprüft.

SLOVAKIA

Within immobilization, standard health examinations and manipulations with the lynx in Slovakia following preparates are generally used: butorphanol 0.04 mg / kg, if necessary, with additional 0.05 mg / kg ketamine, or 0.05 mg / kg Midazolam deepening of the state of narcosis. As an antidote Atipamezole, naloxone, Flumazenil are used. Preparates/drugs used include Domitor[®], Narcostart[®], Cepetor[®], Butomidol[®], Ketamidol[®], Antisedan[®], Narcostop[®], Midazolam[®], Flumazenil[®].

Typischerweise sind folgende sechs Stadien zu erwarten, wobei die Einschlafphase meistens nicht beobachtet wird, da die Tiere entweder in Ruhe gelassen werden (Kastenfalle, MICS, Narkosegewehr), bis sie eingeschlafen sind, oder sie werden unter dem Fangnetz festgehalten. Wenn die Nar-

kose wie erwartet erfolgt, befinden sich alle Tiere im Stadium 6, wenn wir sie erstmals manipulieren. Wenn eine Annäherung/Manipulation zu früh erfolgt (z.B. Stadium 4), gibt es ein grosses Risiko, dass das Tier wieder das volle Bewusstsein erlangt; nachher ist die chemische Immobilisation des Tieres schwieriger und ist auch mit grösseren Narkoserisiken verbunden.

1. Bewegungs-Inkoordination, Gleichgewichtsstörungen,
2. Abliegen,
3. Liegt, Kopf wird noch hochgehalten,
4. Liegt, Kopf unten, steht wieder auf, wenn gereizt,
5. Liegt, Kopf unten, reagiert kaum noch, wenn gereizt,
6. Liegt, Kopf unten, keine Reaktionen auf Reize (Laute, Berührung).

Wenn keine Reaktionen mehr feststellbar sind, wird das Tier aus der Falle genommen und gefesselt. Die Atemfunktion wird kurz überprüft, bevor es für weitere Manipulationen verschoben wird (je nach Witterung, Gelände und Möglichkeiten im Feld: flache offene Stelle für die optimale Lagerung des Tieres und angenehme Bedingungen für die Manipulationen; geschützte Stelle zum Schutz von Regen oder Schnee und/oder zur Verminderung des Hypothermie-Risikos).

Überwachungsphase. Die Überwachung des narkotisierten Tiers wird anhand des Formulars in Anhang III protokolliert. Für die Manipulationen werden die Tiere in Seitenlage gelegt. Die Gliedmassen sind mit Fesseln zusammen gebunden und weit vom Körper gelagert. Der Kopf wird nach kranial gestreckt, damit die oberen Atemwege frei liegen. Es wird kontrolliert, dass die Maulhöhle keine Nahrungsreste oder Fremdkörper enthält und die Zunge wird herausgestreckt. Eine schützende Augensalbe (Viscotears[®]) wird auf die Hornhaut aufgetragen und die Augen werden mit einem Tuch abgedeckt. Bei kalten Bedingungen werden Tiere auf einem Schaffell und Blachen gelegt und mit Wolldecken gedeckt. Je nach Körpertemperatur werden diese entfernt oder es werden noch Wärmeflaschen zum Tier gelegt. Die Ausrüstung, die für die Narkoseüberwachung im Feld mitgetragen werden kann, ist begrenzt. Unentbehrlich sind ein *Thermometer*, da die Gefahr von Hypo- bzw. Hyperthermie unter Feldbedingungen besonders gross ist und die Körpertemperatur unbedingt regelmässig kontrolliert werden muss, und eine Uhr mit Sekundenanzeige. Wir verwenden zudem einen *Stethoskop* und einen tragbaren *Pulsoxymeter* (zur Messung der Sauerstoffsättigung im Blut und zur Überwachung des Pulses) (Abb. 4.1.).

Wir kontrollieren die Vitalparameter (mindestens Atemfrequenz, Herzfrequenz/Puls, Schleimhautfarbe, kapilläre Füllungszeit) sowie die Reflexe (insb. Pupillar-, Korneal- und Ohrreflexe) und Körpertemperatur sobald als möglich und überwachen sie während der ganzen Narkosedauer; ein Mitglied des Fangteams ist verantwortlich dafür, dass die Untersuchungen regelmässig durchgeführt und protokolliert werden. Die Dosen der verabreichten Mittel (in ml), die Zeiten aller Eingriffe, die Beobachtungen (einschlafen, aufwachen, usw.) und Messungen werden im Narkoseprotokoll vermerkt.

Aufheben der Narkose und post-release Beobachtung. Nachdem alle notwendigen Manipulationen (vgl. Kapitel 5) beendet sind, wird die Narkose so rasch als möglich aufgehoben. Die Wirkung von Medetomidin wird mit Atipamezol antagonisiert (5 mg Atipamezol pro mg Medetomidin, d.h. 1 ml Antisedan[®]/Alzane[®] pro ml Domitor[®]/Dorbene[®]), das aber bei einem problemlosen Fang frühestens 60 Minuten nach der letzten Injektion von Ketamin in die Oberschenkelmuskulatur verabreicht wird, damit das Tier nach dem Aufwachen voll funktionsfähig ist. Eine Injektion in die Schultermuskulatur kann zu einer rascheren Absorption des Mittels führen; die Erfahrung hat gezeigt, dass das Tier dann früher aufsteht, aber weniger sicher steht. Bei einer Injektion in der Oberschenkelmuskulatur verläuft die Aufwachphase ruhiger und das Tier entfernt sich in einem besseren Allgemeinzustand –

daher wird bei einem problemlosen Fang das Gegenmittel in die Oberschenkel gespritzt. Falls sich in der Nähe des Fangorts gefährliche Situationen (Klippen, befahrene Strassen, reissende Bäche) befinden, wird das noch schlafende Tier an einen sichereren Ort mindestens einige hundert Meter entfernt gebracht. Bei Fängen in Kastenfallen kann die Aufwachphase auch in der geschlossenen Falle erfolgen; die Falltür wird geöffnet, sobald das Tier in vollen Besitz seiner Kräfte ist. Nach der intramuskulären Injektion von Atipamezol beginnt sich das Tier in der Regel nach ca. 5 Minuten zu bewegen und geht in der Regel nach 10 Minuten davon. In dieser Phase ist wichtig, dass das Tier nicht gestört wird (insb. keine Geräusche oder Stimmen). Das Fangteam zieht sich nach der Injektion vom Gegenmittel mit dem Material zurück. Es bleiben nur 1-2 Personen vor Ort, die das Tier aus Abstand beobachten, bis es die ersten Aufwachsymptome zeigt. Wenn alles normal abläuft, ziehen sich dann auch diese Beobachter zurück.

Nachdem sich ein Tier vom Fangort entfernt hat, darf es nicht verfolgt werden und ist nur noch mittels Radiotelemetrie zu überwachen. Bei GPS-Halsbändern wird daher für die ersten Tage nach dem Fang der Peilrhythmus hoch eingestellt, z. B. 1 Peilung/Stunde. In den Tagen nach dem Fang und der Narkose wird ein neu sendermarkiertes Tier strenger überwacht, und nach Möglichkeit beobachtet, wie es sich an das Halsband gewöhnt. Das kann z. B. mittels Foto- oder Video-Falle am nächsten Beutetier erfolgen.

1.3. Komplikationen während der Narkose

Jede Narkose birgt das Risiko von zum Teil artspezifischen Nebenwirkungen und Komplikationen (für Details, siehe Kreeger & Arnemo 2007²). Die Möglichkeiten, Komplikationen unter den schwierigen Bedingungen im Feld zu begegnen, sind jedoch sehr beschränkt; deshalb wird viel Gewicht auf die Überwachung des Tieres und die Vorbeugung von Zwischenfällen gelegt. Falls ein Problem doch auftritt (was mit Raubtieren gemäss unserer Erfahrung äusserst selten ist), wird die Behandlung des Tieres prioritär eingestuft und die Manipulationen werden bei Bedarf abgebrochen.

Alle Mitarbeiter werden vor der Fangsaison über die Notfallmassnahmen für Tier und Mensch und den Inhalt der Fangapotheke orientiert. Die wichtigen Notfallmassnahmen sind zudem in einem Feldbüchlein zusammengefasst, das den Medikamenten beigelegt ist. Die möglichen Komplikationen beim Fang eines Wildtieres sind vielfältig. Erstens können sich die Tiere in der Falle oder beim Einschlafen verletzen. Zweitens gibt es eine Reihe mögliche Probleme, die in Zusammenhang mit der Narkose auftreten können. Die häufigsten Zwischenfälle stehen mit einer Störung der Körpertemperatur, einer Ateminsuffizienz oder einem Kreislaufproblem in Zusammenhang. Weiter könnte es u.a. vorkommen, dass ein Tier regurgitiert und aspiriert oder Konvulsionen macht. Im Verlauf der letzten 15 Jahren haben wir nur selten Probleme erlebt. Verletzungen bei Luchsen sind manchmal aufgetreten aber sie waren nie schwerwiegend. Bei Luchsen ist die Hypothermie-Gefahr in Winter zu nennen; sie hat aber noch nie zu einem Verlust geführt. Nur ein einziges Mal wurde eine Ateminsuffizienz beobachtet, dies aber bei einem schwerkranken Tier während einem Transport; diese Insuffizienz konnte mit entsprechenden Massnahmen behoben werden. Viele der möglichen Probleme sind die Folge von übermässigem Stress vor dem Fang, von einer ungünstigen Lagerung während den Manipulationen, oder von den Nebenwirkungen der Betäubungsmittel. Obwohl Stress nie ganz vermieden werden kann, ist es möglich, den Stresszustand des Tieres mit einem vernünftigen Verhalten des

² Kreeger T. J., and Arnemo J. M. 2012. Handbook of wildlife chemical immobilization, 4th edition. TKREEGER3, 448 pp.

Fangteams zu minimisieren, und das Tier kann ohne Schwierigkeiten richtig gelagert werden. Falls Problem in direkten Zusammenhang mit den Narkosemitteln auftreten (z.B. Überdosierung), kann bei Gebrauch von Medetomidin eine partielle oder totale Antagonisierung der Narkose (je nach Situation und verlaufene Zeit seit der letzten Ketamin-Injektion) in Betracht gezogen werden. Hier werden die wichtigsten möglichen Komplikationen, deren Ursache und empfohlene Massnahmen aufgeführt (für zusätzliche Informationen siehe z.B. Kreeger & Arnemo 2007).

Atemnot, Atemstillstand führt zu ungenügender Sauerstoffversorgung des Gewebes (*Hypoxie*) und kann Zellschäden und sogar den Tod zur Folge haben.

Symptome: Wenige oberflächliche oder gar keine Atemzüge; blaue, graue oder „schmutzige“ Schleimhäute (*Zyanose*); evtl. laute Atemgeräusche (pfeifend, rasselnd).

Ursachen: Unterdrückung des Atemzentrums durch die Narkosemittel, Obstruktion der Atemwege (Nase, Luftröhre) z.B. durch Zunge, gedrehten Hals, erbrochenes Material, oder Druck auf das Zwerchfell (z.B. wegen Blähung oder Trächtigkeit).

Massnahmen:

1. Überprüfen, dass die Atemwege frei sind: Nacken gerade, Zunge draussen, kein erbrochenes Material oder Fremdkörper, korrekte Körperstellung (Carnivoren lateral oder sternal).
2. Je nach Schweregrad und Narkosestadium: Injektion von Doxapram i.m. oder i.v. (1–2 mg/kg) und/oder Antagonist i.m. oder i.v. verabreichen. Bei einer leichten Ateminsuffizienz kann bei nicht allzu grossen Tieren auch Respirot-Tropfen auf die Zunge oder in die Nasenlöcher verabreicht werden.

[Anmerkung für D: Respirot ist in Deutschland als Atemanaleptikum nicht zugelassen und kann auch nicht umgewidmet werden, d.h. aus einem anderen EWR-Staat bezogen werden. Stattdessen ist Dopram V zugelassen, das ebenfalls auf die Zunge geträufelt werden kann.]

3. Bei vollständigem Atemstillstand, künstliche Beatmung: laterale Stellung, Brustkompressionen (fest auf Brust drücken, 15–20 Mal/Minute) oder „pumpen“ mit den vorderen Beinen oder Mund-zu-Mund bzw. Mund-zu-Nase Beatmung. Gleichzeitige Überwachung der Schleimhautfarbe – sobald wieder normal (rosa), Beatmung aufhören und kontrollieren, ob das Tier wieder spontan atmet. Falls nicht Beatmung wiederholen.

Hyperthermie (Überhitzung): Zunahme der Körpertemperatur, bis der Bedarf an Sauerstoff wegen dem gesteigerten Stoffwechsel die Versorgung überschreitet.

Symptome: Erhöhte Rektaltemperatur (>40°C), Extremitäten sehr warm (Ohren, Füsse), schnelle, oberflächliche Atmung, schnelle Herzfrequenz, unregelmässiger Puls.

Ursachen: Physische Anstrengung, (zu) hohe Umgebungstemperatur, direkte Sonnenstrahlung, Störung der Thermoregulationszentren durch die Narkosemittel, Infektion (bakteriell, viral).

Massnahmen:

1. Tier kühlen: Schatten, bespritzen mit Wasser (insbesondere Leistengegend und Bauch) und belüften, oder sogar eintauchen ins Wasser, usw.
2. Antagonist i.v. oder i.m. verabreichen.

Schwere Hyperthermie (>41°C) ist ein Notfall. Die Temperaturüberwachung muss möglichst früh und während der ganzen Narkosedauer durchgeführt werden. Bei Temperaturen >42°C ist trotz Überleben mit Schäden zu rechnen, bei Temperaturen >43°C ist ein Todesfall zu erwarten.

Hypothermie (Unterkühlung): Abnahme der Körpertemperatur bis zum Zelltod durch herabgesetzten Stoffwechsel, Gefrieren von Zellwasser und/oder Blutgefässschäden.

Symptome: Erniedrigte Rektaltemperatur (<37°C), Schüttelfrost, herabgesetzte Herzfrequenz, Puls schwierig zu fühlen (niedriger Blutdruck), Extremitäten kalt, evtl. steif (Erfrierung).

Ursachen: Störung der Thermoregulationszentren durch die Narkosemittel, kalte Umgebungstemperatur, mangelnde Isolierung (nasses Haarkleid, Abmagerung, zu lange auf der gleichen Körperseite liegend), Blutkreislaufstörung (z.B. Schock).

Massnahmen:

1. Tier wärmen (Wärmeflaschen, Decken, Körperwärme, usw.)

Die Gefahr einer Hypothermie ist bei Fängen im Winter real. Immer Decken, heisses Wasser und Wärmeflaschen mitnehmen oder versuchen, Tier an warmem Ort zu behandeln. Körpertemperaturen <24°C führen zum Tod. Verabreichen des Gegenmittels ist bei Hypothermie nicht zu empfehlen, da die Rückkehr zur Normaltemperatur lange dauern kann. Falls nötig Narkose verlängern bis normale Körpertemperatur erreicht ist.

Erbrechen, Aspiration (Auswurf von Mageninhalt durch Speiseröhre und Maul).

Symptome: Gurgelnde Atemgeräusche, Ersticken, Keuchen, Schleimhäute bläulich, gräulich oder „schmutzig“ (Zyanose), Fremdmaterial im Rachen, in der Luftröhre und/oder in den Nasenlöchern, Atemstillstand.

Ursachen: Nebenwirkung des Narkosemittels, Stress, Aufregung, Kopf tiefer als Magen gelagert.

Massnahmen:

1. Atemwege befreien, erbrochenes Material und Schleim möglichst beseitigen, Sternallage, Kopf und Hals nach unten gestreckt (wenn möglich Tier mit Kopf unten hochheben, um zu versuchen, das Erbrochene abfliessen zu lassen).
2. Wenn nötig Massnahmen für „Atemstillstand“.

Verabreichung von langwirkenden Antibiotika.

Erbrechen ist *per se* nicht unbedingt problematisch, aber Aspiration kann zum Tod führen, entweder direkt (Ersticken) oder indirekt (mit dem erbrochenen, aspirierten Material kommen zahlreiche Bakterien in die Lunge, was zu einer schweren Lungenentzündung führen kann). Das Tier kann mehrere Tage nach dem Fang sterben, auch wenn es sich scheinbar von der Narkose gut erholt hat. Die Aspiration grösserer Menge von erbrochenem Material hat eine schlechte Prognose.

Herzstillstand (Stillstand des Blutkreislaufs wegen Ausfalls der Herzfunktion).

Symptome: Herztöne/Puls schwach oder abwesend, lange kapilläre Füllungszeit (>2 sec), Schleimhäute bläulich, gräulich oder „schmutzig“ (Zyanose), erhöhte Atemfrequenz, abnormale Atmung oder sogar Atemstillstand, dilatierte Pupillen, kalte Haut.

Ursachen: Stress, Nebeneffekt des Narkosemittels, Ungleichgewicht im Säure-Basen-Haushalt: Azidose (Übersäuerung), Alkalose (Untersäuerung), Ungleichgewicht im Elektrolytenhaushalt: Hyperkaliämie, Hypokaliämie, Hypocalzämie, Störung des autonomen Nervensystems (Sympathicus/Parasympathicus), Hypothermie.

Massnahmen:

1. Atmung kontrollieren, Körperstellung verbessern, Atemwege frei machen. Wenn angebracht, Massnahmen für Atemstillstand.
2. Verabreichung von Etilefrin (Effortil[®]-Tropfen).
3. Externe Herzmassage: Tier in seitlicher Stellung, Druck nach unten auf Herzhöhe. drücken, loslassen, 60–100 Zyklen pro Minute. Gleichzeitig sollte jemand den femoralen Puls spüren, um zu überprüfen, dass die Massage wirksam ist.

Schock: Klinisches Syndrom, charakterisiert durch eine ungenügende Blutversorgung des Gewebes, das zu Sauerstoffmangel der Zellen führt. Schock wird oft bei Tieren beobachtet, die einen stressigen oder anstrengenden Fang erlebt haben. Viele Todesfälle bei eingefangenen Wildtieren werden als Folge eines Schocks oder von Stress angesehen. Allerdings fehlt meistens eine klare, definitive Diagnose. Die Behandlungsmöglichkeiten eines Schockzustandes sind sehr begrenzt – umso wichtiger sind die Vorbeugungsmassnahmen.

Symptome: Schnelle Herzfrequenz, langsame kapilläre Füllungszeit (tiefer Blutdruck), herabgesetztes Empfindungsvermögen, Muskelschwäche, Hyperventilation.

Ursachen: Langdauernde physische Anstrengung, langdauernder physiologischer oder psychologischer Stress, schwerer Blutverlust.

Behandlung:

1. Verabreichen von Ringerlactatlösung i.v. (30 ml/kg). Wenn die Ursache des Schocks eine Blutung ist, muss die Flüssigkeit in eine grosse Vene und relativ schnell verabreicht werden. (Die Wunde muss natürlich entsprechend behandelt werden.)
2. Verabreichung von Dexamethason (5 mg/kg) langsam i.v. (über 30 sec).

Konvulsionen (Krämpfe, heftige, unwillkürliche Kontraktionen der willkürlichen Muskulatur als Folge einer Störung der Hirnfunktion).

Symptome: Spasmen der Muskulatur oder sogar des ganzen Körpers, Gliedmassen gestreckt und steif, klaffende Maulbewegungen.

Ursachen: Nebenwirkung des Narkosemittel (z.B. Ketamin), Trauma, Hypoglykämie (zu wenig Zucker im Blut).

Behandlung:

1. Verabreichung von 10 mg Diazepam (Valium) langsam i.v. (10–15 sec, sonst Gefahr von Herzstillstand). Dosis wenn nötig wiederholen.
2. Körpertemperatur überwachen: Gefahr von Hyperthermie, wenn die Konvulsionen längere Zeit dauern (siehe „Hyperthermie“).

1.4. Untersuchungen und Manipulationen während der Narkose

Während der Narkose müssen alle Untersuchungen und Eingriffe am Tier vorgenommen werden, wegen denen das Tier überhaupt gefangen wurde, namentlich (1) Markieren, (2) Probenentnahme, (3) Vermessen und Fotografieren.

Markieren des Tiers mit einem *Senderhalsband* (vgl. Kapitel 5): Das Senderhalsband muss vorbereitet und kontrolliert sein: Sollbruchstelle, Montagmaterial, VHF-Frequenz auf Empfänger eingestellt, GPS-Einheit programmiert, Magnet entfernt. Ein Halsband wird einem Tier so eng angepasst, dass es

sich nicht über den Kopf abstreifen lässt, aber am Hals nicht eng anliegt (frei bewegbar und drehbar). Im Frühjahr darf das Halsband nicht zu eng angelegt werden, da der Halsumfang bis zum nächsten Winter zunehmen kann.

Mikrochip-Applikation: Ein Transponder wird mit dem mitgelieferten Apparat (Abb. 1) an die linke Halsseite subkutan applizieren; gut einmassieren, um sicherzustellen, dass der Transponder nicht aus dem Injektionsloch wieder herausrutscht. Mit dem Lesegerät wird geprüft, dass der Transponder lesbar ist, die Klebe-Etikette mit der entsprechenden Identifikationsnummer wird auf das Fangprotokoll geklebt.



Abb. 1. Mikrochip-Applikation bei einer Wildkatze.

Blutentnahme: Blutproben werden für veterinärmedizinische und genetische Untersuchungen während der Narkose entnommen. Die Entnahme von Blut sollte immer ungefähr zum gleichen Zeitpunkt der Narkose erfolgen, um Messabweichungen beim Blutbild zu vermeiden. Das Blut wird mit einem Vacutainer entnommen oder man lässt das Blut aus der Nadel in die Röhrchen fließen.

Die Blutentnahme erfolgt nach entsprechender Vorbereitung (Haare entfernen, Desinfizieren, mit Schlauch stauen) an einer Vorderarmvene (*Vena cephalica*; Abb. 2). Es werden folgenden Proben entnommen (die approximativen Mengen gelten für erwachsene, gesunde Tiere ab Luchsgröße; bei Wildkatzen werden nur ca. 3–4 ml entnommen):

- 4 ml EDTA;
- 5 ml Serum;
- 5 ml Heparin (nur Luchse).

Die Blutröhrchen werden sofort angeschrieben. Unmittelbar nach dem Fang fertigen wir Blutabstriche an und das Blut für Serum wird möglichst rasch zentrifugiert.



Abb. 2. Blutentnahme bei einem narkotisierten Luchs mittels Vacutainer. Zum Schutz des Tieres vor der Kälte findet die Untersuchung in einem leerstehenden Stall statt.

Immobilisations-Protokoll und Formular FIWI

NARKOSEPROTOKOLL

Datum: _____ Ort: _____ Ausgefüllt von: _____
 Wetterverhältnisse: _____ Lufttempera-
 tur/-Feuchtigkeit: _____ °C / _____ %

Tierart: _____ **Geschlecht:** _____ **Alter:** _____ **Gewicht:** geschätzt
 _____ gewogen **Tier-Name oder ID:** _____ **Mikro-
 chip-Nr.:** _____

Nährzustand: O obese O gut O mässig O abgemagert O kachektisch **Gesundheitszustand:** O gut O
 krank O verletzt O fraglich

Grund für die Immobilisation: O Markierung&Probenentnahme O Gesundheitsuntersuchung O vet.-
 med. Behandlung O Transport **Freiheitstatus vor der Immobilisation:** O freie Wildbahn O Gehege-
 haltung O Quarantänegehege

Fangmethode: O Narkosegewehr O Kastenfalle O Schlingenfalle O MICS O Netzfalle O Blasrohr O
 Handnetz

Verhalten gerade vor der Immobilisation: O ruhig O gestresst O aggressiv O ängstlich O apathisch
 O aktiv aber normal

Zeit (Uhr)	Zeit (t)	
		Tritt in die Falle
		Wird ruhiger / schwankt auf Beinen(erste Narkosesymptome)
		Liegt ab
		Liegt flach (Narkose)
		Wird abgeholt
		Anfang vet.-med. Untersuchung/Markierung
		Blutentnahme
		Ende vet.-med. Untersuchung/Markierung
		Abfahrt (Fangort/Quarantänestation)
		Ankunft (Quarantänestation/Freilassungsort)
		Hebt den Kopf hoch (erste Erholungssymptome)
		Steht auf
		Rennt weg
		Freilassung

Behandlungen (Narkose):

Medikament	Dosis	Injektionsroute	Zeit (Uhr)	Zeit (t)	Wirkung	Wirkungsdauer

Zusätzliche Informationen/ Kommentare (Unruhe, Probleme, usw.):

Narkotika und Überwachung

Zeit (Uhr)																				
Zeit (t)	0																			
AF																				
HF																				
Puls																				
SH-Farbe																				
KFZ																				
O2-Sättigung																				
T°																				
Lid-R.																				
Korneal-R.																				
Ohr-R.																				
Fuss-R.																				
Pansenblähung																				
Mittel																				
Injektionsstelle																				
Injektionsroute																				
Injektionsmethode																				

Zeit (Uhr)																				
Zeit (t)																				
AF																				
HF																				
Puls																				
SH-Farbe																				
KFZ																				
O2-Sättigung																				
T°																				
Lid-R.																				
Korneal-R.																				
Ohr-R.																				
Fuss-R.																				
Pansenblähung																				
Mittel																				
Injektionsstelle																				
Injektionsroute																				
Injektionsmethode																				

Atemfrequenz (AF) und **Herzfrequenz (HF)** werden in Atemzüge bzw. Herzschläge pro Minute angegeben. Der **Puls** kann z.B. an der Vena femoralis gespürt werden. Man prüft, ob die Frequenz mit der des Herzens übereinstimmt (wenn nicht=Pulsdefizit), ob er kräftig, pochend oder flach ist. (normal: kräftig, ohne Defizit) Die **Schleimhautfarbe (SH-Farbe)** wird im Maul beurteilt: weiss/blass/blass-rosa/rötlich/bläulich/gräulich/gelblich/usw. (normal: blass-rosa) Die **kapilläre Füllungszeit (KFZ)** wird gemessen, indem man mit einem Finger auf der Maulschleimhaut drückt, bis es einen hellen Punkt gibt; dann zählt man, wie viele Sekunden vergehen, bis die Farbe wieder normal ist. (normal: 2-3 Sekunde) Die **Körpertemperatur (T°)** wird in Grad Celsius angegeben und mit dem Thermometer im Anus gemessen (bis der Digitalthermometer piepst). (normal: ca. 38.0-39.0°C) **Lid-Reflex:** Bei der Berührung des Augenlids mit einem Finger reagiert ein Tier mit Blinzeln (je nach Stärke: +/+/+/+). In einem Narkosezustand ist der Reflex nichtauslösbar (-). **Korneal-Reflex:** Bei der Berührung der Hornhaut mit einem Finger reagiert ein Tier mit Blinzeln (je nach Stärke: +/+/+/+). In einem tiefem Narkosezustand ist der Reflex nicht auslösbar (-). (ideal: Lidreflex abwesend, Kornealreflex vorhanden). **Ohr-Reflex:** wenn man das Tier im Ohr berührt, bewegt es das Ohrmuschel (+/-). **Fuss-Reflex:** Wenn man die Haut zwischen den Zehen fest klemmt, zieht das Tier das Bein zurück (+/-). (im Narkosezustand nicht vorhanden)

ACHTUNG: Mit Ketamin bleiben auch während der Narkose die Reflexe z.T. erhalten!
 Die verabreichten Medikamentendosen werden in ml Flüssigkeit angegeben. Injektionsstelle = Oberschenkel (O), Schulter (S), halb-halb (O/S) / Injektionsroute = intramuskulär (IM), subkutan (SC), intravenös (IV), oral (O) Injektionsmethode = Hand (H), Blasrohr (B), Gewehr (G)

Appendix C Transport instructions

Transport von lebenden Luchsen

Ein Transport ist für jedes Tier, aber besonders für wilde Tiere eine ausserordentliche Belastung und kann zum Beispiel zu stressbedingter Hyperthermie und im schlimmsten Fall zum Tod führen. Da während eines Transports die Möglichkeiten zur Überwachung und zu einem Eingriff eingeschränkt sind, muss der Transport-Infrastruktur und den Bedingungen während des Transports besondere Beachtung geschenkt werden. Neben der Sicherheit der Tiere ist auch die Sicherheit der Menschen zu beachten!

Notwendige Transportwege von adulten oder subadulten Luchsen bei Umsiedlung:

- a. *Vom Fangort zur Quarantänestation*: Normalerweise zwei- bis mehrjährig, Gesundheitszustand zufriedenstellend (als geeignet für Umsiedlung beurteilt), Fang und Narkose vor Transport;
- b. *Von der Quarantänestation zum Freilassungsort*: In der Regel 3–5 Wochen nach Fang, Gesundheitszustand gut, Narkose für Gesundheits-Check und Sender-Markierung vor Transport.

Die Luchse werden in einer der unten beschriebenen speziell hergestellten Kisten durch Fachleute transportiert.

Transport-Kiste

Ausführliche Beschreibungen der Anforderungen an den Transport von lebenden Wildtieren finden sich in den *Live Animal Regulation (LAR)* der IATA¹ und in den *CITES Guidelines*². Diese Vorschriften sind für (längere) Lufttransporte oder Landtransporte für die unterschiedlichsten Organismen (u.a. für sehr grosse Tiere) ausgelegt. Wir berücksichtigen hier diese Empfehlungen – zum Beispiel für die Transportkiste (Abb. 1), machen sie aber viel spezifischer und berücksichtigen unsere Erfahrungen mit dem Transport von Luchsen.

Wesentliche Anforderungen an einer Transportkiste sind:

Grösse: Im stehenden Zustand muss ein Tier in jeder Richtung einen Freiraum von mindestens 10 cm haben. Bei einem Luchs (Körpermasse für ein grosses Männchen ca. 100 cm lang, 55–60 cm hoch und 15–20 cm breit) bedeutet das einen Innenraum von ca. 120 x 70 x 40 cm (L x H x B). Höhe und Länge sind so ausreichend bemessen; die Breite muss jedoch so gewählt werden, dass ein Luchs sich problemlos drehen und auch liegen kann. Zwei Maße sind für Transportkisten daher passend:

120x 66 x 60 cm (L x H x B; grosse Kiste) bzw. 90 x 60 x 50 cm (L x H x B; kleine Kiste).

Die kleinere Version ist für kleinere Tiere geeignet, während die grössere Kiste für größere Tiere und für die längeren Transporte zum Aussetzungsort gedacht sind. In jedem Fall ist aufgrund des relativ kleinen Volumens für eine optimalen Luftumsatz zu sorgen.

¹ The IATA Live Animals Regulations (LAR) is the global standard and the essential guide to transporting animals by air in a safe, humane and in a cost-effective manner: <http://www.iata.org/publications/pages/live-animals.aspx>.

² www.cites.org/eng/resources/transport/index.php – CITES guidelines for the non-air transport of live wild animals and plants (accessed 03.09.2015).

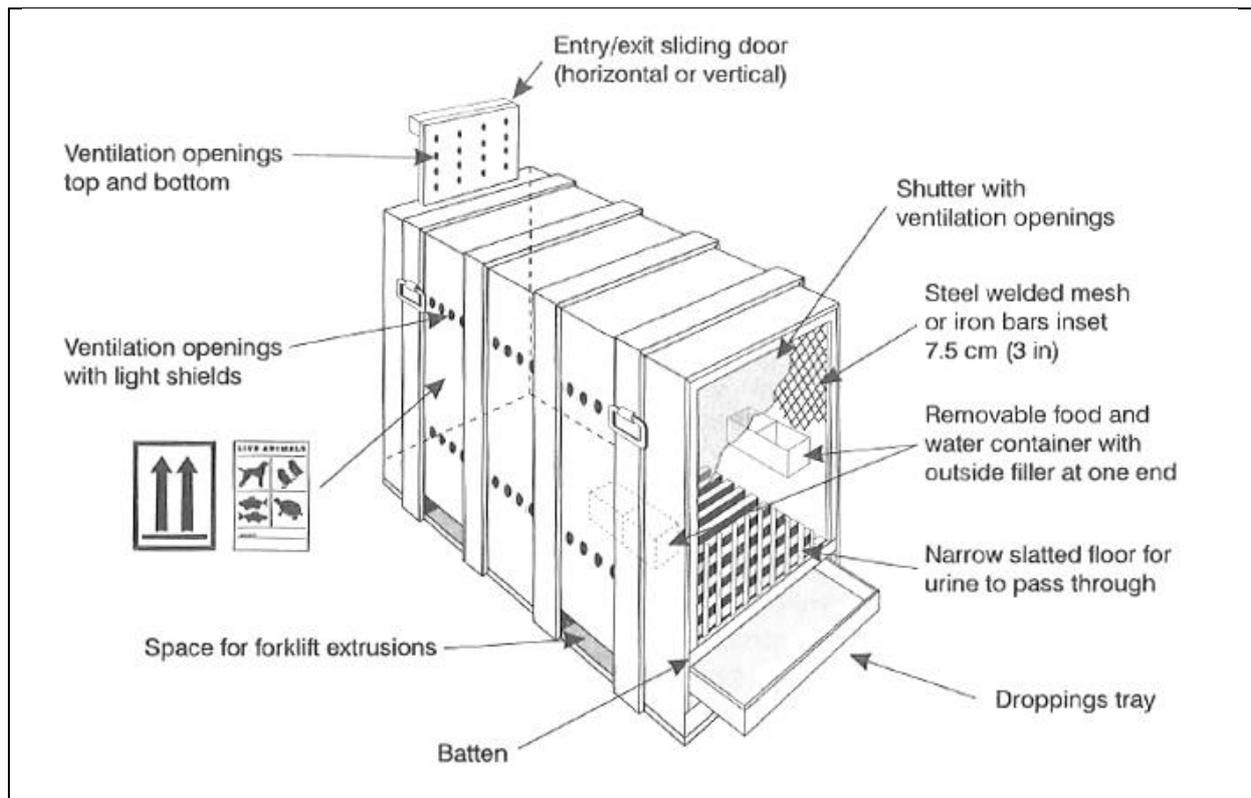


Abb. 1. Transportkiste für mittelgrosse bis grosse Raubtiere nach den IATA Vorschriften. Quelle: IATA Live Animals Regulation, 39th Edition, October 2012, page 340.

Material: Material und Konstruktion müssen stark genug sein, um einen Ausbruchversuch zu vereiteln und das Tier notfalls auch bei einer mechanischen Beschädigung der Kiste nicht entkommen zu lassen. Holz und Metall sind die üblichen Materialien. Siebdruckplatten sind sehr geeignet. Verstärkungen, Griffe, Sichtfenster/Schiebetüren usw. aus Massivholz oder Metall (Eisen, Aluminium). Abdeckungen (Sichtfenster, Lüftung) aus Gitterstäben, Lochblech, (engmaschigem) Drahtgeflecht und/oder locker gewobenem Sacktuch (luft-durchlässiger Sicht- und Lichtschutz).

Belüftung: Eine gute Belüftung der Transportkiste ist ausserordentlich wichtig! Am besten rundum oben und unten je eine Reihe von Belüftungslöcher oder –schlitzen, die eine gute Luftzufuhr garantieren. Das (einseitig) oder die (beidseitig) Schiebetüren sollten mit Gitterstäben für eine optimale Durchlüftung versehen sein. Eventuell können massive und mit Gitterstäben ausgerüstete Schiebetüren austauschbar konstruiert werden, so dass eine offene oder geschlossene Variante zur Verfügung steht. Eine optimale Belüftung macht die Transportkiste bei Licht hell. Da Tiere oft bei Dunkelheit ruhiger sind, kann eine zu helle Transportkiste mit einem luftdurchlässigen Tuch abgedunkelt werden. Durch die Belüftungslöcher/Gitterstäbe könnte Finger in die Kiste gesteckt und vom Luchs gebissen werden. Dem kann durch ein äusseres Abdecken der Belüftungsöffnungen (z.B. durch Lochblech) vorgebeugt werden.

Konstruktion und Ausstattung: Das Innere der Kiste muss glattwandig sein. Falls die raue Seite einer Siebdruckplatte innen liegt, muss sie geschliffen werden! Die IATA LAR schreiben zwingend einen Wasser- und Futter-Container vor, aber unsere Transportkisten sind nicht mit solchen Gefässen ausgerüstet, da die von einem aufgeregten Luchs zerstört würden (Verletzungsgefahr!). Bei kurzen Transporten ist eine Versorgung der Tiere mit Wasser oder Futter in der Regel nicht notwendig; bei Bedarf wird ein schubladenförmiges Gefäss unter der Schiebetüre in die Transportkiste geschoben.

Sichtfenster/Gittertüren und Belüftungsöffnungen sind so zu konstruieren, dass das Tier mit den Zähnen (und falls möglich auch mit den Krallen) nicht angreifen kann. Draht- oder Eisengitter, in die ein Tier mit den Zähnen einhängen kann, sind unbedingt zu vermeiden. Der Boden der Kisten wird mit Stroh oder Heu bedeckt, die auch Urin aufnehmen können. Falls der Boden sehr rutschig ist, kann er mit einer starken Gummimatte ausgelegt werden.

Die Luchs-Transportkisten sind auf einer oder auf zwei Seite(n) zugänglich. Eine Türe auf beiden Seiten ist zu empfehlen, da sie mehr Möglichkeiten zum Eingreifen und Belüften bietet. Die Kisten können verschiedene Varianten von Schiebetüren haben, die ausgewechselt werden können: (1) eine massive Türe für den „normalen“ Gebrauch, (2) eine Gittertüre bzw. eine Türe mit senkrechten Stäben, die eingesetzt werden kann, falls das Tier beobachtet oder manipuliert werden muss oder um die Belüftung zu maximieren, (3) eine Türe mit Einstiegsloch (mit kleiner Falltür), die für die Angewöhnung im Gehege verwendet werden kann, und (4) ein Abdeck- oder Kompressionsschild, das zum Wechseln der Türen oder zum Einengen des Luchses in der Kiste verwendet werden kann.

Vorgehen beim Transport

Angewöhnen: Wenn immer möglich sollen die Tiere an die Transportkiste gewöhnt werden. Dazu wird die Kiste während der Quarantäne oder der Internierung ins Gehege gestellt mit einer Tür mit einem Loch, das dem Luchs den Einstieg erlaubt. Das Einstiegsloch kann mit einer kleinen Falltür von ausserhalb des Geheges verschlossen werden, um den Fang des Luchses direkt in der Transportkiste zu erlauben. Für den Transport muss die Eingewöhnungstür durch die normale massive Türe oder eine Gittertüre ersetzt werden, da auch das verschlossene Einstiegsloch dem Luchs eine Angriffsmöglichkeit gibt, an der er sich Krallen oder Zähne verletzen könnte.

Verladen: Wir müssen in der Regel die Luchse vor dem Transport narkotisieren (Austritts-Untersuchung, Anpassen des Halsbands). Luchse sollten nicht in narkotisiertem Zustand transportiert werden. Von dieser Regel kann oder muss in begründeten Fällen abgewichen werden, aber nicht tierärztlich überwachte Transporte sollten unbedingt im Wachzustand durchgeführt werden. Der Transport beginnt dann erst, wenn das Tier nach einer Narkose vollständig wach ist. Beim Verladen ist darauf zu achten, dass (1) die Kiste sicher und unbeweglich steht (falls nötig festzurren), (2) ausreichender Zugang zur Transportkiste gewährleistet ist, und (3) die Frischluftzufuhr zum Laderaum gut ist. Die besten Lüftungslöcher nützen nichts, wenn sie mit Material abgedeckt werden oder der Laderaum selbst nicht ausreichend belüftet ist.

Transport und Betreuung während der Fahrt: Individuelles Verhalten während der Fahrt reicht von ruhig bis zu äusserst gestresst und sehr unruhig. Beim Transport sind folgende Punkte wichtig:

- Das Tier möglichst dunkel halten (aber Luftzufuhr beachten!). Nachttransporte sind wegen stark wechselnder Lichtverhältnisse allerdings nicht unbedingt ein Vorteil;
- Das Tier während des Transports nicht stören. Die notwendige Überwachung muss diskret und soll nur bei Bedarf erfolgen;
- Für eine ruhige Umgebung sorgen. Lärm (insbesondere menschliche Stimmen) im Laderaum vermeiden, falls möglich auch äussere Lärmeinwirkung durch Routenwahl minimieren;
- Transport flüssig abwickeln und die Fahrt nur wenn unbedingt notwendig unterbrechen (bei längeren Transporten sollen mehrere Fahrer mitreisen).

Auch wenn alle Anforderungen erfüllt sind, muss das Tier regelmässig beobachtet und je nach seinem Verhalten die eine oder andere Massnahme getroffen werden (z.B. Entfernung des Tuchs zum Abdunkeln zur Optimierung der Luftzufuhr). Das Tier soll jedoch nicht durch eine ständige invasive

Beobachtung gestört werden. Ein wesentlicher Teil der Überwachung kann akustisch erfolgen. Grundsätzlich gilt, dass ein waches Tier (im Gegensatz zu einem Tier in Narkose) kein Problem mit kühlen Temperaturen hat, dass aber Überhitzung eine grosse Gefahr ist. Der Innenraum des Fahrzeugs sollte daher kühl sein (z.B. 15–20 °C). Falls der Transport bei hoher Aussentemperatur erfolgen muss, ist ein klimatisiertes Fahrzeug zu verwenden.

Ein gesunder Luchs braucht während des Transports keine Nahrung und bei einem Transport von 8–10 Stunden bei mässiger Temperatur auch nicht zu trinken. Falls das Tier allerdings hyperventiliert und die Gefahr einer Hyperthermie besteht, muss die Möglichkeit bestehen, ihm kaltes Wasser anzubieten. Die Fahrt ist in diesem Fall zu unterbrechen, die Kiste aus dem Auto an einen schattigen und kühlen Ort zu bringen und für eine maximale Luftzufuhr zu sorgen.

Urs Breitenmoser, Andreas Ryser & Marie-Pierre Ryser, Oktober 2014/August 2015

Appendix D requirements quarantine station

Anforderungen Quarantänestation

Dieser Appendix basiert auf allgemeinen Angaben zu Anforderungen für eine Quarantänestation zur vorübergehenden kurzfristigen Unterbringung von Luchsen, um eine veterinärmedizinischen Abklärung im Rahmen der geplanten Umsiedlungen durchführen zu können.

Zusammenfassung von Marie-Pierre Ryser- Degiorgis², Andreas Ryser¹ und Urs Breitenmoser^{1,2}, 2015.

¹KORA, Thunstrasse 31, 3074 Muri b. Bern;

²Zentrum für Fisch- und Wildtiermedizin FIWI, Vetsuisse-Fakultät, Universität Bern, Länggassstr. 122, Postfach 8466, 3001 Bern

1. Platzangebot

- 1.1. 2–4 Luchse für Umsiedlungen während 2-4 Wochen (bei Problemen länger)
- 1.2. Die Anlage beinhaltet die Gehege und einen Pfliegergang. Die Einzelgehege sind unterteilt in kleine, ganzseitig geschlossene Eingewöhnungsgehege und größere Außengehege

2. Infrastruktur

- 2.1. möglichst Ausbruchsicher
- 2.2. Abschirmung (optisch, akustisch) von Menschen und anderen Tieren
- 2.3. Regen- und Kälteschutz, aber gut belüftet
- 2.4. Boxenwände und –decke ohne große Verletzungsgefahr (Zähne, Krallen, einklemmen)
- 2.5. Keine Elektrokutionsgefahr
- 2.6. Podest und Klettermöglichkeit (jeweils im Innen-, wie im Aussengehege)
- 2.7. Geschützte Boxen/Versteckmöglichkeiten
- 2.8. Verbindungen zu Nachbargehegen mit Schiebern, von aussen bedienbar
- 2.9. Soweit möglich Abschirmung gegen das Eindringen von Tieren von außerhalb, um das Einschleppen von Erregern zu vermeiden
- 2.10. In der slowakischen Quarantänestation (Zoo Bojnice) ist es im Hinblick auf die Tollwut-Quarantäne erforderlich, die Luchse ohne Kontakt untereinander zu halten. Dies kann erreicht werden, indem ein Gehege zwischen den Tieren freigelassen wird. Haben Tiere benachbarte Gehege, beginnt die Frist für die Mindestdauer der Quarantäne von 30 Tagen mit der Ankunft des zweiten Tieres im Gehege.

3. Logistik und Betreuung

- 3.1. Beobachtungsmöglichkeiten: z. B. Gucklöcher, Kamera- und/oder akustische Überwachung
- 3.2. Betreuung: Keine 24-h-Betreuung notwendig, aber Bereitschaftsdienst in besonderen Fällen
- 3.3. Pflege: Tierpfleger/in o.ä. mit spezifischer Zusatzausbildung
- 3.4. Einfangmöglichkeit: Zugang zu den bevorzugten Aufenthaltsorten für direkte Immobilisation (z.B. Blasrohr) bzw. verschließbare Fangboxen
- 3.5. Hygiene/Desinfektion: Entsorgung von Futterresten und Kot, Bodenbedeckung Eingewöhnungsgehege
- 3.6. Fütterung: Futtergabe, Entsorgen von Futterresten, Beschaffung, Vorbereitung und Aufbewahrung Futter (Wildtiere!)

Die folgende Skizze zeigt die Quarantäne-Station im Zoo Bojnice, die 2013 mit finanzieller Unterstützung des slowakischen Umweltministeriums gebaut wurde; durch den Umwelt-Fonds, Abschnitt „Durchführung von Maßnahmen zur Erreichung oder Erhaltung eines günstigen Erhaltungszustands von geschützten Arten und Lebensräumen“.

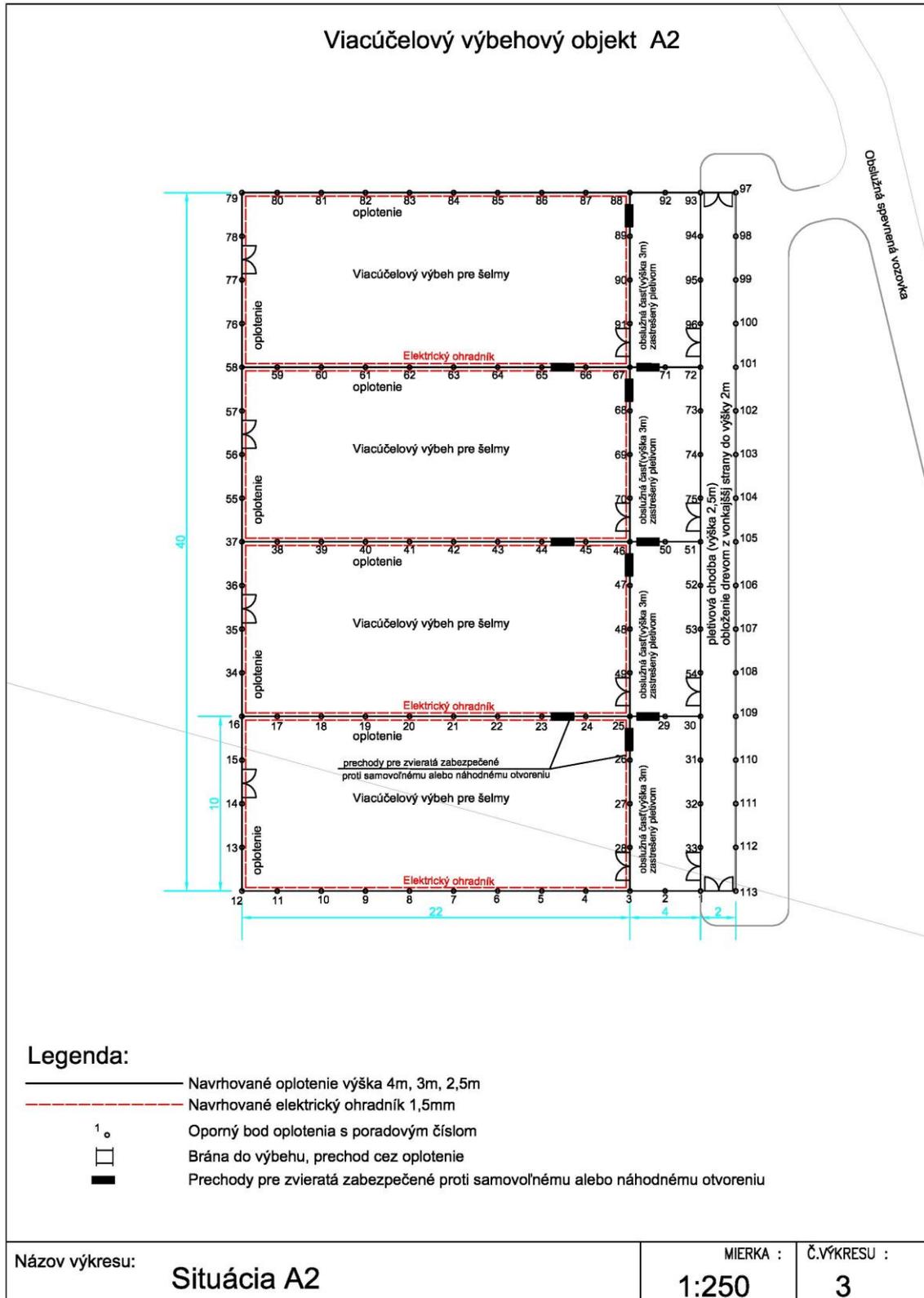


Abb. 1: Technische Zeichnung der Quarantäne-Station im Zoo Bojnice. Die schwarzen Linien repräsentieren Zäune mit einer Höhe von 4m, 3m, 2,5m, während rote Linien elektrisch gesicherte Zäune symbolisieren. Punkte mit Nummern sind Stützfundamente mit fortlaufender Nummer. Durchgänge für Pflegepersonal sind mit weißen Flügeltüren, Durchgänge für die Tiere mit schwarzen Rechtecken gekennzeichnet.

Appendix E selection criteria

Selection of lynx for translocation

Lynx qualified as appropriate for translocation for reintroductions¹ or reinforcement must meet a number of criteria. The selection of individuals aims at:

- preventing the introduction of lynx either clinically diseased or carrying pathogens representing a potential threat to other lynx, other animals (wild or domestic) and humans at the release site;
- increasing the chance of survival of the individuals being translocated;
- increasing the chances of reproduction of the released lynx after translocation;
- optimizing the genetic pool of lynx moved for reintroduction or reinforcement;
- acting with respect of animal welfare.

Criteria for selection include the absence/presence of disease signs or other abnormal clinical observations, the estimated age, genetic profile of the animal, and the results of diagnostic tests.

The selection of animals is a process, which will take place in two steps (Fig. 1). A first selection will occur in the fields during the examination at the capture site. Animals judged as appropriate for the translocation program will be taken to quarantine facilities. During quarantine, they will be tested for selected infectious agents and endoparasites, examined genetically (only CH, because population founded through an introduction project), and observed. Depending on the results, the lynx will qualify for translocation or will undergo additional test and a prolonged observation period. In some cases, release at the original capture site or even euthanasia may have to be considered.

1. Selection at capture site

Captured animals will be examined clinically, with particular attention paid to their general appearance, body condition, size and weight, tooth wear and genitals. Animals in a normal body condition (considering that adult males may be thinner during the mating than in other seasons), aged more than one year old but not more than approximately 12 years old (estimation based on body size, body weight, appearance of the genitals and tooth wear), and without significant clinical abnormalities (such as a recent fracture, infected wounds, mange lesions, a heart murmur or a potentially inherited malformation such as cryptorchidism), will be considered as adequate for a transfer to quarantine facilities (Fig. 1). No subadult lynx will be translocated from Slovakia, to avoid capturing animals on the dispersal due to the cases of rabies in the north-east of Slovakia. Obviously old lynx (tooth wear), lynx with heart murmur or a nonlethal malformation of potential genetic origin will be released on site; those with a heart murmur could be radio-collared to follow the evolution of their conditions and to eventually recover their carcasses for pathological examination. Lynx younger than one year or presenting a disease or trauma with good chances of healing (e.g. mange after appropriate treatment) will be released on site, if possible with a collar to be re-captured at a convenient time. In some case, a transfer to the quarantine station for more intensive care may be considered. However, animal welfare questions must be considered (e.g. stress induced by transport

¹These recommendations from Marie-Pierre Ryser, Christine Breitenmoser, Andreas Ryser & Urs Breitenmoser refer to the translocations of lynx from Switzerland or Slovakia to Germany for the reintroduction in the Palatinate Forest. They might have to be adapted for other translocations projects.

and captivity may have a negative impact on health), as well as the risk that an animal suffering from an infection may represent to the other lynx in the quarantine facility.

At capture, all lynx to be translocated will receive an antiparasitic treatment; (1) to prevent the translocation of apparently healthy lynx infested with mite (early disease stage or healthy carriage) (2) to decrease infection pressure of endoparasites, which may have a greater health impact under stressful conditions (but not to make lynx parasite-free). Antibiotics or any other drug will not be administered unless it appears appropriate based on the clinical findings.

All captured lynx will be blood-sampled. A FastTest for Feline Leucose Virus (FeLV) Antigen and Feline Immunodeficiency Virus (FIV) antibody detection will be carried out immediately, as a positive result would exclude this individual from translocation.

2. Selection during quarantine

Blood samples taken at capture will be analysed in the laboratory. Hematology and blood chemistry values will be compared with reference values obtained from clinically healthy free-ranging Eurasian lynx. The first feces found in the enclosure will be collected and analysed for lung and gastrointestinal parasites by coprology. Blood samples will be also tested by PCR and serology for various infectious agents. However, based on the data collected in Switzerland during the past 15 years and studies published on wild felids elsewhere in Europe, only infections with FeLV and FIV are considered as a criterion for exclusion, as these viruses have not been detected in natural or captive populations of lynx so far, and they have the potential to seriously harm the infected animals. Other agents such as Canine Distemper Virus (CDV) or Parvovirus may cause disease in lynx but are also known to circulate in healthy populations; in such cases, the clinical status and blood parameters of the animals will be more relevant criteria to evaluate the health status of the animals than the infection per se. Finally, infectious agents such as *Cytauxzoon felis* and intestinal worms are widespread in clinically healthy lynx and can be considered as part of the lynx' "fauna and flora", i.e. their detection should serve as documentation for the long-term health monitoring of the source and reintroduced populations, but not be considered a criterion for translocation. Samples for additional tests of scientific value but not relevant for the translocations will be compiled and stored and analysed at the end of the translocation period.

Animals with blood values significantly diverging from reference data or with infections of unclear clinical significance will be observed more closely, possibly longer, and submitted to additional testing as appropriate.

All animals from the Jura Mountains will be tested genetically during the quarantine period. In case of close relatedness (brother and sister; mother/father and offsprings) with other lynx already translocated or simultaneously kept in quarantine for translocation, the animal will be excluded from the translocation program.

Before transport to the release site, the lynx will be anesthetized to be fitted with a radio-collar and undergo another clinical check before transportation. They will be blood-sampled for archive purposes, but unless there is a specific indication, no tests will be performed at this point. If at this point, a reason for exclusion (see above) not noticed earlier would be detected, experts in charge would consider three options: (1) release of the animal at the original capture site, (2) euthanasia, or (3) prolongation of the quarantine (with treatment as appropriate and subsequent re-assessment).

Rabies prophylaxis for lynx brought from Slovakia and Switzerland to Germany is the only foreseen vaccination. An EU-approved vaccine for felids is needed. The detection of antibodies is absolutely

necessary for a translocation for lynx from Slovakia. A neutralising antibody titration shall be higher than 0.5 IU/ml. The titration has to be carried out in an EU-approved laboratory.

Radiographs, ECG or other additional examinations are not planned, but may be initiated in case of specific indications. No particular treatment will be administered at the time of release unless indicated by clinical findings.

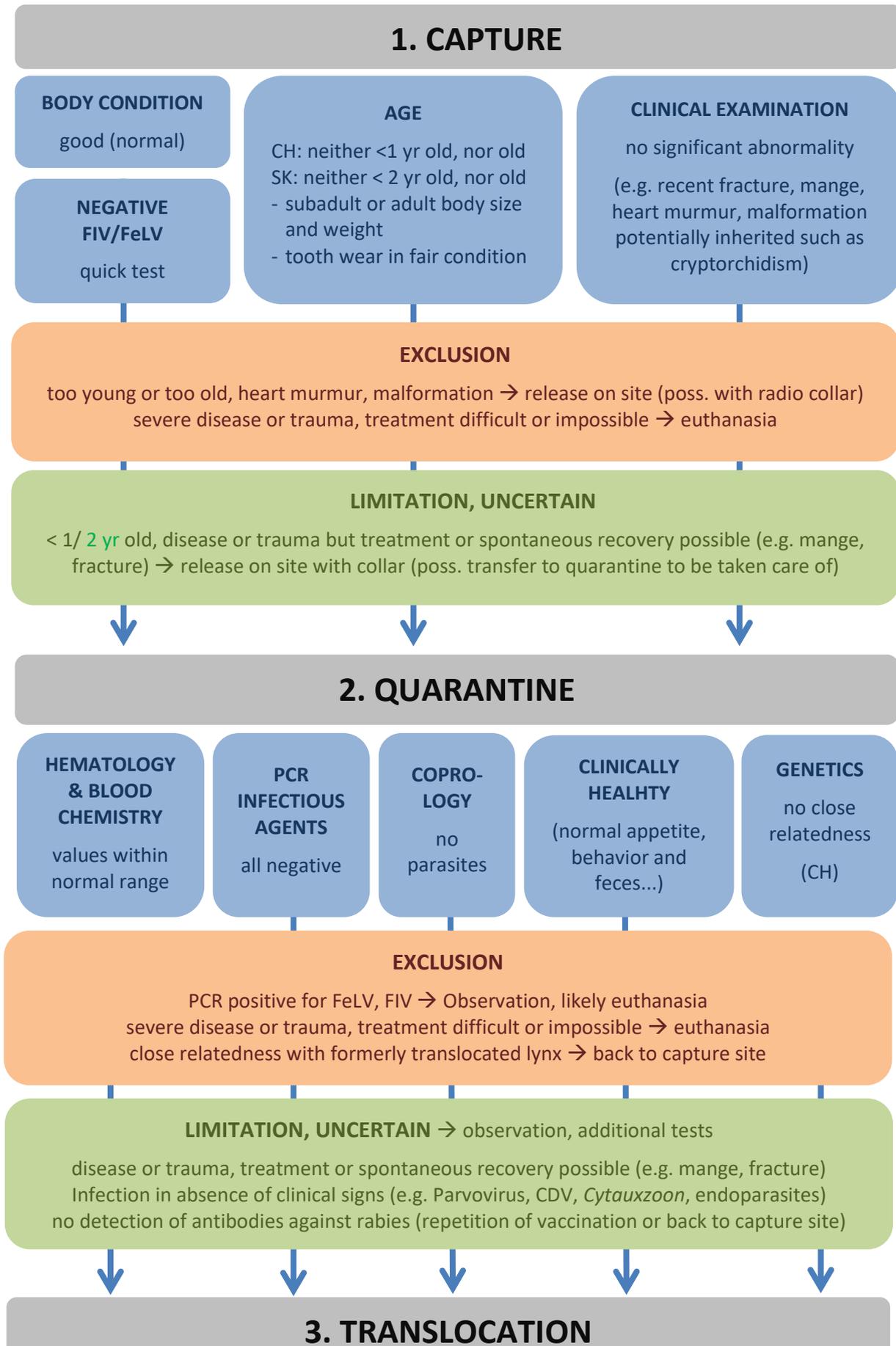


Fig. 1. Flow chart summarizing the selection process and criteria of lynx to be translocated for reintroduction or reinforcement purposes.