

Περιεγχειρητική διαχείριση του κονίκλου και των κατοικίδιων τρωκτικών. Μέρος δεύτερο: θεραπεία με υγρά, έλεγχος ζωτικών λειτουργιών, αναλγησία

Παναγιώτα Καραμιχάλη κτηνίατρος, MSc, Κυριακή Γιαμουστάρη κτηνίατρος, Αναστασία Κομνηνού κτηνίατρος, PhD

Κλινική Ζώων Συντροφιάς, Τμήμα Κτηνιατρικής, Α.Π.Θ., Θεσσαλονίκη

LITERATURE REVIEW – PEER REVIEWED

Perioperative management of rabbits and domestic rodents. Part two: fluid therapy, monitoring, analgesia

Panagiota Karamichali DVM, MSc, Kiriaki Giamoustari DVM, Anastasia Komnenou DVM, PhD

Companion Animal Clinic, School of Veterinary Medicine, Aristotle University of Thessaloniki, Thessaloniki, Greece

Περίληψη

Το άρθρο περιγράφει τους κατάλληλους χειρισμούς που πρέπει να γίνονται στο πλαίσιο της προ-αναεσθητικής κλινικής εξέτασης, τους δυνατούς τρόπους για θεραπεία με υγρά, τον έλεγχο των ζωτικών λειτουργιών κατά τη διάρκεια της χειρουργικής επέμβασης και τέλος την εκτίμηση και τη διαχείριση του περιεγχειρητικού πόνου στον κόνικλο και τα κατοικίδια τρωκτικά.

Abstract

The article describes the appropriate handling during the pre-anesthetic physical examination, the administration of fluids, the monitoring of vital functions during surgery and finally the evaluation and management of perioperative pain in rabbits and domestic rodents.

MeSH keywords: analgesia, fluid therapy, intraoperative monitoring, rabbits, Rodentia

Εισαγωγή

Η δημοτικότητα του κονίκλου και των κατοικίδιων τρωκτικών (μυς, επίμυς, ινδικό χοιρίδιο, οι γερβίλος, κρικητός/χάμστερ) αυξάνεται, καθώς και ο αριθμός των χειρουργικών επεμβάσεων στις οποίες υποβάλλονται. Σε αυτό συμβάλλει και ο μεγάλος όγκος πληροφοριών που προέρχεται κυρίως από τη χρήση τους ως ζώων εργαστηρίου. Παρόλα αυτά, τα ποσοστά περιεγχειρητικής θνησιμότητάς τους (1,39%) είναι 6-9 φορές μεγαλύτερα από τα αντίστοιχα ποσοστά

Introduction

The popularity of rabbits and domestic rodents (mouse, rat, guinea pig, gerbil, hamster) is increasing, as well as the number of surgical procedures they are subjected to. A big amount of information comes from their use as laboratory animals. However, the perioperative mortality rate (1.39%) is 6-9 times higher than the corresponding rates in dogs (0.17%) and cats (0.24%) (Brodgelt 2009). Consequently, the perioperative care of these animals is a challenge for the veterinary clinician.

σε σκύλους (0,17%) και γάτες (0,24%) (Brodbeck 2009). Η περιεγχειρητική φροντίδα συνεπώς αυτών των ζώων αποτελεί πρόκληση για τον κτηνίατρο. Αυτή η εργασία έχει ως στόχο να παρουσιάσει τρόπους επίτευξης βέλτιστου αποτελέσματος, μέγιστης ασφάλειας και ελάχιστου στρες σε αυτά τα ζωικά είδη στην καθημερινή κλινική πράξη. Σε αυτό το πλαίσιο αναλύονται οι απαραίτητοι χειρισμοί κατά την προαναισθητική κλινική εξέταση, η θεραπεία με υγρά, ο έλεγχος των ζωτικών λειτουργιών και η διαχείριση πόνου μετεγχειρητικά.

Κλινική εξέταση

Ο κόνικλος και τα κατοικίδια τρωκτικά είναι ευάλωτα στο στρες: το κλουβί μεταφοράς, η θερμοκρασία περιβάλλοντος, οι χειρισμοί από τον εξεταστή, οι δυνατοί θόρυβοι, ο φωτισμός, ο πόνος κ.ά. μπορεί να προκαλέσουν αύξηση των επιπέδων κορτιζόλης, κατεχολαμινών και θυροξίνης, και μείωση των επιπέδων ινσουλίνης. Το περιεγχειρητικό στρες επηρεάζει σε μεγάλο βαθμό τη μετεγχειρητική κατάσταση του ζώου, δηλαδή τη στάση/κίνηση του ζώου, την κατανάλωση τροφής, την αυτοπεριποίηση και γενικά την κλινική εικόνα του (Canon et al. 2011, Gaskil & Garner, 2017).

Οι χειρισμοί του κτηνιάτρου κατά την κλινική εξέταση πρέπει να είναι συγκεκριμένοι, σταθεροί και να γίνονται σε ήσυχο περιβάλλον και απομονωμένο από τα άλλα ζώα του κτηνιατρείου. Ειδικότερα για κάθε είδος, προτείνεται:

Κόνικλος

Ο κόνικλος είναι συνήθως ευάγωγος. Στην περίπτωση που εξετάζεται ένα επιθετικό ζώο, οι κύριοι κίνδυνοι προέρχονται από τα νύχια του που μπορούν να προκαλέσουν βαθιές αμυχές, και τους τομείς, οι οποίοι μπορούν να προκαλέσουν βαθιά τραύματα. Η συγκράτηση πρέπει να γίνεται με ήπιο και σταθερό τρόπο. Μεγάλη προσοχή πρέπει να δοθεί κατά τη συγκράτηση των οπισθίων άκρων, καθώς με μία δυνατή και απότομη ώθηση είναι πιθανό να προκληθεί κάταγμα στη σπονδυλική στήλη. Ακόμη, μερικές φορές το έντονο στρες κατά την εξέταση μπορεί να προκαλέσει καρδιακή ανακοπή. Συνεπώς είναι απαραίτητο να υπάρχει σύντομη και ασφαλής συγκράτηση από τον εξεταστή (Flecknell 2006).

Η συγκράτηση μπορεί να γίνει με το ένα χέρι του εξεταστή στον τράχηλο του ζώου και το άλλο χέρι να συγκρατεί τα οπίσθια άκρα φέρνοντας τα σε κατακόρυφη θέση. Εναλλακτικά, το ένα χέρι μπορεί να τοποθετηθεί κάτω από το θώρακα, με τον αντίχειρα και τα πρώτα δύο δάχτυλα να περικλείουν τα πρόσθια άκρα, ενώ το άλλο τοποθετείται κάτω από τα οπίσθια άκρα έτσι ώστε να υποστηρίζεται η ράχη (Εικόνα 1Α). Ο κόνικλος όταν μεταφέρεται πρέπει να συγκρατείται κοντά στο σώμα του εξεταστή, έτσι ώστε το σώμα του ζώου να στηρίζεται στο ένα αντιβράχιο του εξεταστή και με το άλλο χέρι να συγκρατείται η ράχη και

The aim of the present review is to present ways of obtaining best results, maximum safety and minimal stress for these animal species in routine clinical practice. In this context, the appropriate handling during the preanaesthetic clinical examination, fluid therapy, the monitoring of vital functions and the management of postoperative pain will be analysed.

Physical examination

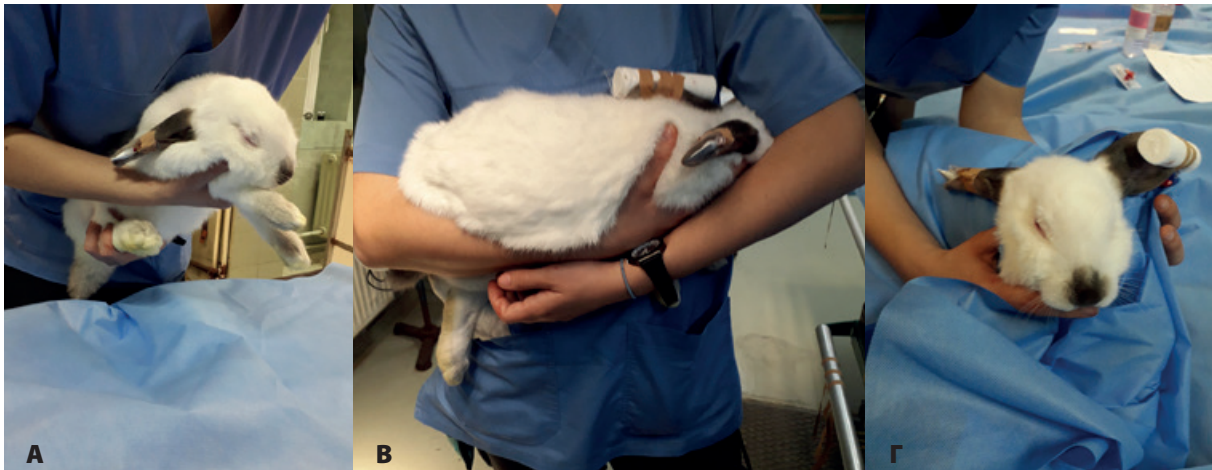
Rabbits and domestic rodents are vulnerable to stress: carrier cage, environmental temperature, handling by the examiner, loud noises, light, pain etc. may cause increase in levels of cortisol, catecholamines, and thyroxine, as well as decrease in insulin levels. Perioperative stress can extensively affect the postoperative patient status, including standing/movement, food consumption, self-grooming, and general clinical status (Canon et al. 2011, Gaskil & Garner, 2017).

Handling by the veterinarian during physical examination should be specific, with steady movements and in a quiet environment isolated from other animals in the veterinary clinic. In particular, for each species the following are suggested:

Rabbit

In general, rabbits are well behaved animals. In cases when an aggressive rabbit is examined, the main danger originates from the claws which may cause deep lacerations and the incisors, which may cause deep injuries. Handling should be done in a mild and steady manner. Particular attention should be given in restraining the hind limbs, considering that a forceful and sudden kick may result in spinal fractures. Moreover, in some cases severe stress during examination can result in cardiac arrest. It is therefore necessary that short and safe restraining are provided by the examining clinician (Flecknell 2006).

Restraining can be done with one hand on the scruff of the neck and the other controlling the hind limbs by positioning them vertically. Alternatively, one hand can be placed under the chest, with the thumb and first two fingers controlling the anterior limbs, whereas the other is placed under the hindquarters so that the spine can be supported (Figure 1A). When the rabbit is carried it must be held close to the examiner's body, so that the body of the animal rests on one arm and the other hand controls the back and scruff of the neck (Figure 1B). One more restraint technique is holding the rabbit in a supine posi-



Εικόνα 1. Συγκράτηση του κόνικλου κατά την κλινική εξέταση. **A:** Το ένα χέρι του εξεταστή τοποθετείται κάτω από το θώρακα, με τον αντίχειρα και τα πρώτα δύο δάχτυλα να περικλείουν τα πρόσθια άκρα, ενώ το άλλο τοποθετείται κάτω από τα οπίσθια άκρα έτσι ώστε να υποστηρίζεται η ράχη. **B:** Το σώμα του ζώου στηρίζεται στο αντιβράχιο του εξεταστή με το κεφάλι ανάμεσα από το σώμα του εξεταστή και το αντιβράχιο. **Γ:** Το σώμα του ζώου τυλίγεται με μία πετσέτα για τη μείωση του στρες (αρχείο του συγγραφέα ΠΚ).

Figure 1. Handling of a rabbit during physical examination. **A:** One hand of the examiner is placed under the chest, with the thumb and first two digits controlling the front limbs, whereas the other hand is placed under the hind limbs so that the spine is supported. **B:** The body of the animal is supported on the forearm of the examiner with the head between the examiner's body and the arm. **C:** The body of the animal is wrapped in a towel in order to minimise stress (author's PK personal files).

ο τράχηλος του ζώου (Εικόνα 1B). Μια ακόμα τεχνική συγκράτησης είναι αυτή σε ύπτια θέση, ώστε η ράχη να ακουμπά στο εξεταστικό τραπέζι και το ένα χέρι του εξεταστή να συγκρατεί το στήθος του ζώου. Αυτή είναι μια συμπεριφορά-στάση ακινητοποίησης που εκδηλώνουν και τα ίδια τα ζώα στη φύση όταν θέλουν να παραστήσουν στον θηρευτή τους ότι είναι νεκρά. Η στάση αυτή όμως στρεσάρει πολύ το ζώο, επομένως επώδυνοι χειρισμοί κατά τη συγκράτηση αυτή πρέπει να αποφεύγονται. Σε καμία περίπτωση ο κόνικλος δεν πρέπει να συγκρατείται ή να σηκώνονται από τα αυτιά (Meredith & Crossley 2002).

Σημαντική μείωση του στρες μπορεί να επιτευχθεί εάν καλυφθούν τα μάτια του ζώου με το χέρι ή τυλιχτεί το κεφάλι του με μια πετσέτα (Εικόνα 1Γ). Με τον τρόπο αυτό μπορεί να γίνει και η κλινική εξέταση της στοματικής κοιλότητας και των ώτων. Πρέπει να δίνεται ιδιαίτερη προσοχή κατά τη συγκράτηση μέσα σε πετσέτα, καθώς υπάρχει κίνδυνος υπερθερμίας. Συνεπώς η θερμοκρασία του περιβάλλοντος δεν πρέπει να ξεπερνά τους 23-25°C (Flecknell 2006).

Μυς

Οι χειρισμοί στον μυ πρέπει να είναι οι ελάχιστοι δυνατοί, καθώς αυτό το ζώο συχνά δαγκώνει έναν άγνωστο χειριστή, ειδικά σε μη οικείο περιβάλλον. Η ακινητοποίηση γίνεται πιάνοντας τον μυν από τη βάση της ουράς και μεταφέροντάς το σε μια μη ολισθηρή επιφάνεια, όπου ενστικτωδώς θα μετακινηθεί προς την αντίθετη κατεύθυνση. Στη συνέχεια, με το ένα χέρι συγκρατείται η ουρά και με το άλλο

tion, so that the back lies on the examining table and one of the examiner's hand is on the chest of the animal. This is a behavioural pattern of immobility position, which the animals exhibit in nature when they pretend that they are dead to a predator. However, this position is highly stressful for the animal, therefore painful manipulations during handling in this manner should be avoided. In no instance should rabbits ever be restrained or raised by the ears alone (Meredith & Crossley 2002).

Significant stress reduction can be accomplished if the eyes are covered by hand or the head is wrapped in a towel (Figure 1C). In this manner the examination of the oral cavity and ears can be accomplished. Particular attention must be given during handling in a towel due to a risk for hyperthermia. Therefore, environmental temperature should not surpass 23-25°C (Flecknell 2006).

Mouse

Handling in the mouse must be restricted to a minimum, considering that this animal usually bites an unknown handler, especially in an unfamiliar environment. Restraining is possible by grasping the mouse by the tail base and transporting it to a non-slippery surface, where it will instinctively move toward the opposite direction.

χέρι συλλαμβάνεται το δέρμα της άνω επιφάνειας του τραχήλου με το δείκτη και τον αντίχειρα. Χρήσιμη είναι η σύλληψη ικανής επιφάνειας δέρματος, με τρόπο ώστε να μη μπορεί να στρίψει το κεφάλι του για να δαγκώσει, αλλά και να μη δυσχεραίνεται η αναπνοή του ζώου. Ο εξεταστής μπορεί τότε να το σηκώσει συγκρατώντας την ουρά (Orr 2002).

Η θερμορύθμιση σε αυτό το ζωικό είδος, όπως και στους επίμυς, γίνεται μέσω των αγγείων της ουράς (Owens et al. 2002). Σε περίπτωση πτώσης της θερμοκρασίας του σώματος, γίνεται αγγειοσύσπαση των αγγείων της ουράς και μπορεί να διατηρηθεί με αυτόν τον τρόπο έως και το 17% της συνολικής θερμότητας του σώματος (Monson and Oyama 1984). Επομένως, είναι αναγκαία η συνεχής θέρμανση των ζώων αυτών με τεχνητά μέσα (κουβέρτες, λάμπες θέρμανσης) και η ιδανική θερμοκρασία περιβάλλοντος στο χώρο του χειρουργείου πρέπει να είναι 26-28°C (Orr 2002).

Επίμυς

Οι επίμυες σε αντίθεση με τους μυς δαγκώνουν σπάνια, ειδικά αν έχουν εξοικειωθεί με την ανθρώπινη επαφή από νεαρή ηλικία. Οι επίμυες, όπως και οι μύες, είναι νυκτόβια ζώα, οπότε και σε αυτήν την περίπτωση πρέπει να εξασφαλίζεται ότι είναι σε εγρήγορση κατά την κλινική εξέταση (Tranquilli et al. 2013). Η συγκράτηση γίνεται με τον αντίχειρα και τα υπόλοιπα δάκτυλα του ενός χεριού να περικλείουν τη θωρακική κοιλότητα του ζώου στο ύψος των ώμων, ενώ το άλλο χέρι τοποθετείται κάτω από τα πίσω άκρα, υποστηρίζοντας έτσι το βάρος του ζώου. Σε επώδυνες διαδικασίες ο αντίχειρας του εξεταστή τοποθετείται κάτω από τη γνάθο του ζώου, ώστε να μη δαγκώσει. Σε περίπτωση που το ζώο είναι επιθετικό, μπορεί να ανασηκωθεί πιάνοντας το από τη βάση της ουράς. Η μεταφορά και η συγκράτηση των επίμυων από το δέρμα του τραχήλου, σε αντίθεση με τον μυ, είναι έντονα στρεσογόνο και πρέπει να αποφεύγεται (Orr 2002).

Κρικητός

Η διαχείριση του κρικητού μπορεί να είναι δύσκολη, όμως αν η συγκράτηση γίνει σωστά, μπορεί να αποφευχθεί ο τραυματισμός. Όταν το ζώο είναι σχετικά εξοικειωμένο με τον άνθρωπο μπορεί να μεταφερθεί και να περιορισθεί μέσα στις παλάμες των χεριών. Σε πιο επιθετικά ζώα, αφού μεταφερθούν σε μη ολισθηρό δάπεδο, η συγκράτησή τους γίνεται με ήπιες αλλά αποφασιστικές κινήσεις, με τον αντίχειρα και τα δάκτυλα του ενός χεριού, να συλλαμβάνουν το δέρμα πάνω από τον τράχηλο. Στη συνέχεια μετακινείται το δέρμα στο σημείο αυτό προς το κεφάλι του ζώου για να βεβαιωθεί ότι έχει συλληφθεί ικανή ποσότητα. Έτσι αποφεύγεται ο τραυματισμός του εξεταστή και παράλληλα δεν πιέζεται το δέρμα γύρω από το λαϊμό του ζώου. Σε περίπτωση έντονης και κακής

Next, the tail is restrained by one hand and the scruff of the neck is grasped with the thumb and index finger of the other. It is useful to grasp sufficient skin surface, so that the animal cannot turn its head to bite, but also not so much that respiration is impeded. The examiner can then raise the mouse by holding the tail (Orr 2002).

Thermoregulation in this animal species occurs through the blood vessels of the tail just like in rats (Owens et al. 2002). In cases of reduction in core temperature, there is vasoconstriction of the tail blood vessels and in this way up to 17% of the total body heat can be maintained (Monson and Oyama 1984). Therefore, continuously keeping these animals warm by artificial means (blankets, heat lamps) is necessary and ideal surgical room temperature should be at 26-28°C (Orr 2002).

Rat

In contrast with mice, rats rarely bite, especially if they have grown accustomed to human contact from a young age. Just like mice, rats are nocturnal, therefore in this species it should also be ensured that they are alert during physical examination (Tranquilli et al. 2013). They can be restrained with the thumb and the rest of the fingers of one hand enclosing the thorax at the level of the shoulders, whereas the other hand is placed under the hind limbs, thus supporting the body weight. In painful procedures the examiner's thumb is placed under the lower jaw, so that the animal cannot bite. In cases of aggressive animals, they may be lifted by seizing the tail base. The carrying and handling of rats by the scruff of the neck is highly stressful, in contrast with mice, therefore it should be avoided (Orr 2002).

Hamster

Handling of the hamster can be challenging, however if it is adequately restrained, injuries can be avoided. When the hamster has been relatively accustomed to people, it can be carried and contained in the palms of both hands. In more aggressive animals, after they have been transported onto non-slippery surfaces, restraining is accomplished by mild but decisive motions, with the thumb and fingers of one hand seizing hold of the scruff of the neck. Next, the skin is moved on this spot toward the head, in order to confirm that sufficient skin has been grasped. In this manner injury to the examiner can be avoided, and at the same time the skin around the neck of the animal is not stretched. In cases of intense and poor handling of the skin around the neck proptosis of the eyes is often occur.

συγκράτησης του δέρματος γύρω από το λαιμό πολύ συχνά παρατηρείται πρόπτωση του βολβού του οφθαλμού. Όταν το ζώο είναι πολύ επιθετικό, η χρήση ενός μικρού δοχείου από γυαλί ή η χρήση σχαρωτού κλωβού με κάλυμμα μπορεί να αποβεί χρήσιμη για την εξέταση και τη μεταφορά. Ιδανική θερμοκρασία περιβάλλοντος σε αυτά τα ζώα είναι 20-25°C (Harkness and Wagner 1995, Goodman 2002).

Γερβίλος

Στον γερβίλο, σε περιπτώσεις κακού χειρισμού είναι συχνά τα κατάγματα των άκρων. Έτσι πρέπει πάντα αυτό το ζώο να εξετάζεται πάνω σε ένα τραπέζι ή μια επίπεδη επιφάνεια, ώστε σε περίπτωση που αναπηδήσει από το φόβο τους και πέσει να μη τραυματιστεί. Δεν είναι επιθετικό ζώο, δαγκώνει σπάνια, ενώ η συγκράτηση από την ουρά απαγορεύεται, καθώς είναι εύκολο να αποκολληθεί το δέρμα και να εκτεθεί το υποκείμενο οστό. Η απλή μεταφορά του μπορεί να γίνει εύκολα μέσα στις παλάμες των δύο χεριών (όπως και στον κρικητό). Η πλήρης ακινητοποίηση γίνεται είτε συλλαμβάνοντας το δέρμα πάνω από τον τράχηλο με τον αντίχειρα και τα δάχτυλα του ενός χεριού και στηρίζοντας το σώμα του ζώου με το άλλο χέρι, είτε στηρίζοντας το σώμα στα δύο χέρια και τους αντίχειρες κάτω από τη γνάθο του ζώου. Η ιδανική θερμοκρασία περιβάλλοντος είναι 20-25°C (Cruz and Junquera 1993, Wurbel 2001, Kebble E 2002).

Ινδικό χοιρίδιο

Το ινδικό χοιρίδιο είναι ευάγωγο ζώο με ήρεμη ιδιοσυγκρασία, όμως στρεσάρεται πολύ όταν βρίσκεται σε μη οικείο περιβάλλον. Η αποφυγή της έκθεσής του σε έντονο φως και ήχους βοηθάει πολύ την εξέταση και τη διαχείρισή του. Δεν δαγκώνει, ωστόσο μπορεί να τρέξει πολύ γρήγορα για να αποφύγει την ακινητοποίηση. Η συγκράτησή του γίνεται πιάνοντάς το γρήγορα και σταθερά γύρω από τους ώμους με το ένα χέρι και υποστηρίζοντας το βάρος του ζώου κάτω από τα πίσω άκρα με το άλλο χέρι. Έχει μεγάλη κοιλιακή κοιλότητα, αλλά λεπτά οστά και εύθραυστη σπονδυλική στήλη. Επομένως, σε όλη τη διάρκεια της εξέτασης είναι σημαντικό να στηρίζεται το βάρος του ζώου στο χέρι του εξεταστή για να αποφευχθεί οποιοσδήποτε τραυματισμός. Ιδιαίτερη προσοχή κατά τη συγκράτηση πρέπει να δίνεται, ώστε να μην πιεστεί έντονα η κοιλιακή κοιλότητα διότι υπάρχει κίνδυνος ρήξης του ήπατος. Η ιδανική θερμοκρασία περιβάλλοντος είναι 18-23°C (Flecknell 2002, Wagner 2014).

Τσιντσιλά

Το τσιντσιλά είναι ζώο εύκολα στη διαχείριση και δαγκώνει σπάνια. Για την κλινική εξέταση απαιτείται ήσυχος περιβάλλον καθώς στρεσάρεται εύκολα. Κινείται πολύ γρήγορα, είναι ικανός άλτης και για αυτό είναι καλύτερα η ακινητοποίησή του να γίνεται απευθείας μέσα

When the animal is severely aggressive, the use of a small glass container or a barred cage with a cover can be valuable for examination and transport. Ideal environmental temperature for these animals is at 20-25°C (Harkness and Wagner 1995, Goodman 2002).

Gerbil

In the gerbil, in cases of poor handling limb fractures are common. It should therefore be examined on a table or flat surface, so that if it jumps out of fear and falls it will not suffer injuries. It is not an aggressive animal, it rarely bites, whereas handling by the tail is forbidden, because the skin may easily be degloved and the underlying bone be exposed. Simple transport can be done easily in the palms of both hands (just like hamsters). Full restraint is accomplished by either taking hold of the scruff of the neck with the thumb and fingers of one hand and supporting the weight of the animal with the other hand or supporting the body in both hands and the thumbs placed under the lower jaw. Ideal environmental temperature is at 20-25°C (Cruz and Junquera 1993, Wurbel 2001, Kebble E 2002).

Guinea pig

The guinea pig is a mildly tempered animal with calm demeanour, however it can be easily stressed when placed in a non-familiar environment. Avoidance of exposure to intense light and sounds assists the examination and handling. It does not bite, however it may run fast in order to avoid being restrained. Handling is accomplished by grasping the guinea pig quickly and steadily around the shoulders with one hand and supporting the weight of the animal under the hind limbs with the other hand. The guinea pig has a large abdominal cavity, but thin bones and a fragile spine. Therefore, throughout the examination it is important to support the body weight in the examiner's hand, in order to avoid injury. Particular care during handling should be given in not exerting pressure on the abdominal cavity, because there is a risk of liver rupture. Ideal environmental temperature is at 18-23°C (Flecknell 2002, Wagner 2014).

Chinchilla

The chinchilla is easy to handle and rarely bites. For physical examination a quiet environment is required because it gets easily stressed. It moves very fast and it is capable jumper, therefore it is best to restrain it directly inside the cage and then carry it onto the examination table. Approaching the animal must be done in a calm manner, holding the thorax with one hand and supporting the body weight with the other. Alternatively, it can be restrained by the tail base and the body supported as previously mentioned. Even

στο κλουβί του και να μεταφέρεται μετά στο εξεταστικό τραπέζι. Η προσέγγισή του πρέπει να γίνεται ήρεμη, περικλείοντας το θώρακα με το ένα χέρι και υποβαστάζοντας με το άλλο το σώμα του. Εναλλακτικά, μπορεί να συλληφθεί από τη βάση της ουράς και το σώμα να υποστηρίζεται όπως και περιγράφεται παραπάνω. Παρόλο που το τρίχωμά του είναι πυκνό, δεν είναι καλά προσκολλημένο στο δέρμα και αποκολλάται εύκολα, χαρακτηριστικό που χρησιμοποιεί ως αμυντικό μηχανισμό στη φύση. Επομένως η συγκράτησή του από το δέρμα του τραχήλου πρέπει να αποφεύγεται, επειδή είναι πολύ εύκολο να χάσουν το τρίχωμα σε εκείνο το σημείο. Ακόμη, μερικά τσιντσιλά, όταν στρεσάρονται, κρατούν πίσω τα οπίσθια άκρα τους και μπορεί να ουρήσουν το χειριστή με εκπληκτική ακρίβεια. Τέλος, δεν έχουν ιδρωτοποιούς αδένες και είναι επιρρεπή σε θερμοπληξία όταν η θερμοκρασία του περιβάλλοντος υπερβαίνει τους 28°C (Alworth 2012).

Καθετηριασμός περιφερικής φλέβας και χορήγηση υγρών

Στον Πίνακα 1 παρουσιάζεται ο ρυθμός χορήγησης και η δόση των συχνότερα χορηγούμενων υγρών στον κόνικλο και τα κατοικίδια τρωκτικά.

Σε κάθε χειρουργική επέμβαση πλην ορισμένων μικροεπεμβάσεων συνιστάται η χορήγηση θερμών ισότονων υγρών, ιδανικά μέσω ενδοφλέβιου καθετήρα. Στον κόνικλο για τη χορήγηση υγρών προτιμάται η επιπολής ωτιαία και η κεφαλική φλέβα (καθετήρας μεγέθους 22G σε ζώα συνήθως μεγαλύτερα των 3 kg και 24-26G σε μικρότερα ζώα) (Lichtenberger 2007). Εναλλακτικές οδοί χορήγησης αποτελούν η υποδόρια και η ενδοπεριτοναϊκή, αλλά όχι για υγρά που περιέχουν γλυκόζη. Ο καθετηριασμός των περιφερικών φλεβών διευκολύνεται με επάλειψη του δέρματος με κρέμα τοπικού αναισθητικού (π.χ. λιδοκαΐ-

though the fur is thick, it is not firmly attached to the skin and can be easily epilated, a characteristic used as a defensive mechanism in the wild. Therefore, restraint by the scruff of the neck should be avoided, because it is too easy to remove the fur on that spot. Furthermore, when some chinchillas are stressed, they turn their hindquarters and can urinate on their handler with extraordinary accuracy. Finally, they have no sweat glands and are prone to heat stroke when environmental temperature is above 28°C (Alworth 2012).

Venous access and fluid administration

In Table 1, administration rates and doses of commonly used fluids in rabbits and domestic rodents are shown.

In all surgical procedures, except for certain minor ones, warm isotonic crystalloid administration is recommended, ideally through an intravenous catheter. In rabbits, for fluid administration the marginal auricular and cephalic vein are preferred (22G catheter in rabbits usually larger than 3 kg, 24-26 G catheter in smaller rabbits) (Lichtenberger 2007). Alternative routes include subcutaneous and intraperitoneal, but not for fluids containing dextrose. Peripheral vein catheterisation can be facilitated by topical application of an anaesthetic cream (e.g. lidocaine-prilocaine, EMLA cream™). Effective local anaesthesia can be ensured after topical application of the cream on the skin of the catheterisation site, 15 minutes up to one hour prior to venous catheterisation and bandaging with plastic wrap and self-adherent patch (Flecknell 1990, Erkert & MacAllister 2005, Keating et al. 2012).

Πίνακας 1: Είδη παρεντερικώς χορηγούμενων υγρών και δοσολογικό σχήμα στον κόνικλο και τα κατοικίδια τρωκτικά (Harkness 1995, Flecknell 2006, Lichtenberger et al. 2007).

	κόνικλος	μυς	επίμυς	κρικητός	γερβίλος	ινδικό χοιρίδιο	τσιντσιλά
ισότονα κρυσταλλοειδή (Lactated Ringer's, δεξτρόζη 4%/ φυσιολογικός ορός 0,18%)	4-10 ml kg ⁻¹ h ⁻¹ IV, IO, SC	0,2 ml h ⁻¹ IV, 1-3 ml h ⁻¹ IP, 1-2 ml SC (κάθε 6-12 h)	0,5 ml h ⁻¹ IV, 1-3 ml h ⁻¹ IP, 5-10 ml ημερησίως SC (σε 2-4 δόσεις)	1 ml h ⁻¹ ανά 100 g σωματικού βάρους	3-5 ml kg ⁻¹ h ⁻¹ IP, 2-3 ml kg ⁻¹ SC (κάθε 6-12 h)	7-15 ml kg ⁻¹ h ⁻¹ IV, IP	30-60 ml ημερησίως IV, SC (σε 2-4 δόσεις)
κολλοειδή (συνθετικά, αίμα)					0,1 ml (άπαξ) IV, IO		

IV: ενδοφλέβιος, IO: ενδοοστικός, IP: ενδοπεριτοναϊκός, SC: υποδόριος

Table 1: Types of administered fluids and dose rates in rabbits and domestic rodents (Harkness 1995, Flecknell 2006, Lichtenberger et al. 2007).

	rabbit	mouse	rat	hamster	gerbil	guinea pig	chinchilla
isotonic crystalloids (Lactated Ringer's, dextrose 4%/normal saline 0.18%)	4-10 ml kg ⁻¹ h ⁻¹ IV, IO, SC	0.2 ml h ⁻¹ IV, 1-3 ml h ⁻¹ IP, 1-2 ml SC (every 6-12 h)	0.5 ml h ⁻¹ IV, 1 ⁻¹ ml h ⁻¹ IP, 5-10 ml daily SC (in 2-4 doses)	1 ml h ⁻¹ per 100 g body weight	3-5 ml kg ⁻¹ h ⁻¹ IP, 2-3 ml kg ⁻¹ SC (every 6-12 h)	7-15 ml kg ⁻¹ h ⁻¹ IV, IP	30-60 ml daily IV, SC (in 2-4 doses)
colloids (synthetic, whole blood)					0.1 ml (bolus) IV, IO		

IV: intravenously, IO: intraosseously, IP: intraperitoneally, SC: subcutaneously

νη-πριλοκαΐνη, EMLA cream™). Αποτελεσματική τοπική αναισθησία εξασφαλίζεται με επάλειψη του δέρματος της περιοχής πάνω από τη φλέβα που θα καθετηριαστεί 15 λεπτά έως και μία ώρα πριν, και κάλυψή της με μια πλαστική μεμβράνη και αυτοκόλλητο επίδεσμο (Flecknell 1990, Erkert & MacAllister 2005, Keating et al. 2012). Ανάλογο αναισθητικό αποτέλεσμα έχει βρεθεί με εφαρμογή 1 ml EMLA cream™, ύστερα από κούρεμα του δέρματος, χωρίς επίδεση και αναμονή 10 λεπτά προτού καθετηριαστεί η φλέβα (Kazakos et al. 2010). Παρότι δεν υπάρχουν αναφορές τοξικώσης (π.χ. μεθαιμοσφαιριναιμία) στα μικρά θηλαστικά μετά τη χρήση EMLA cream™, καλό είναι να τηρούνται οι κανόνες ορθής εφαρμογής της (ποσότητα, έκταση επιφάνειας εφαρμογής κ.λπ.).

Στον επίμυ χρησιμοποιείται η επιπολής πλάγια κοκκυγική φλέβα. Στα νεαρά ζώα ή σε ζώα με καρδιαγγειακή κατάρρευση είναι χρήσιμη η ενδοστική χορήγηση, στην οποία η βελόνη μπορεί να μείνει για 72 ώρες χωρίς έκπλυση (αν η παροχή υγρών δεν είναι συνεχής, πραγματοποιείται έκπλυση δύο φορές ημερησίως). Το μηριαίο και η κνήμη, ως μακρά οστά, χρησιμοποιούνται συχνότερα στην κλινική πράξη για ενδοστική χορήγηση υγρών (Lennox 2008, Edis 2016). Ο ενδοστικός καθετηριασμός χρησιμοποιείται κυρίως για βραχυχρόνια χορήγηση υγρών, μέχρι την τοποθέτηση ενδοφλέβιου καθετήρα. Ο ενδοστικός καθετήρας μπορεί να ενοχλεί το άκρο του ζώου, ενώ μπορεί να προκαλέσει οστεομυελίτιδα, λόγω μη άσηπτων συνθηκών τοποθέτησης ή μακροχρόνιας παραμονής. Σε σηπτικούς ασθενείς και σε ασθενείς με μεταβολική νόσο των οστών η χρήση του αντενδείκνυται (Quesenberry & Carpenter 2012).

Λόγω του μικρού μεγέθους αυτών των ζώων είναι σημαντικό ο ορθός υπολογισμός της συνολικής ποσότητας των χορηγούμενων υγρών που θα λάβουν, με στόχο να αποφευχθούν επιπλοκές από υπερβολική χορήγηση. Ενδεικτικά, η υποδόρια και η ενδομυϊκή χορήγηση μεγάλης ποσότητας υγρών έχει περιγραφεί ότι μπορεί να προκαλέσει πόνο, τοπικό ερεθισμό έως και νέκρωση των μυών

A similar anaesthetic effect has been reported with local application of 1 ml of EMLA cream™, after shaving of the skin over the catheterisation site without bandaging, for 10 minutes prior to catheterisation (Kazakos et al. 2010). Even though there have been no reports of toxicosis (e.g. methaemoglobinaemia) in small mammals after the application of EMLA cream™, it is recommended to follow application guidelines (amount, size of application surface etc.).

In rats the lateral vein of the tail is used. In young animals or animals with cardiovascular collapse the intraosseous route is valuable, in which the needle can remain for up to 72 hours without flushing (if the fluid administration is not continuous, catheter flushing is required twice daily). From the long bones, femur and tibia are most commonly used in routine practice for intraosseous fluid administration (Lennox 2008, Edis 2016). Intraosseous catheterisation is mostly used for short term fluid administration, until an intravenous catheter can be introduced. The intraosseous catheter may be uncomfortable and may lead to osteomyelitis due to non-aseptic conditions of placement or being maintained for long time periods. In septic patients and patients with metabolic disorders of the bones it is contraindicated (Quesenberry & Carpenter 2012).

Because of the small size of these animals the correct calculation of the total amount of administered fluids is of key importance, in order to prevent complications from fluid overload. For example, subcutaneous and intramuscular injection of high volumes of fluids has been reported to cause pain, local irritation, and necrosis of muscle tissues and self-mutilation of the limb (Smiler et al. 1990). Complications from erroneously

και αυτό-ακρωτηριασμό του άκρου (Smiler et al. 1990). Ως επιπλοκές από λανθασμένη υπερβολική χορήγηση ενδοφλέβιων υγρών έχουν αναφερθεί σοκ, αναπνευστική δυσχέρεια, αιμοδυναμική αστάθεια, ακόμα και θάνατος (Morton et al. 1997, Morton et al. 2001).

Έλεγχος των ζωτικών λειτουργιών (monitoring)

Ο έλεγχος των ζωτικών λειτουργιών (monitoring) του ζώου είναι απαραίτητο να αρχίζει από την προαναισθητική κλινική εξέταση, έως και την πλήρη ανάνηψη από τη γενική αναισθησία. Οι περισσότερες χειρουργικές επεμβάσεις μπορούν να πραγματοποιηθούν όταν το αντανακλαστικό της κάμψης απουσιάζει ή είναι μόλις αντιληπτό (Bannon & Malberg 2007, Deuis 2017). Στο ινδικό χοιρίδιό μπορεί να χρησιμοποιηθεί εναλλακτικά το αντανακλαστικό του πτερυγίου του ωτός. Τα οφθαλμικά αντανακλαστικά δεν χρησιμοποιούνται επειδή συνήθως διατηρούνται σε κάποιο βαθμό διεγχειρητικά. Η απουσία τους δηλώνει πολύ βαθιά αναισθησία (Quesenberry & Carpenter 2012).

Το μικρό μέγεθος των κόνικλων και των κατοικίδιων τρωκτικών μπορεί να προκαλέσει προβλήματα στη λειτουργία κάποιων συσκευών ελέγχου των ζωτικών λειτουργιών. Η μικρή διαφορά ηλεκτρικού δυναμικού που αναπτύσσεται στο μυοκάρδιο είναι δύσκολα ανιχνεύσιμη από μερικές συσκευές. Επιπλέον, αυτά τα ζωικά είδη έχουν υψηλή καρδιακή συχνότητα, η οποία μπορεί να ξεπεράσει το ανώτατο όριο ανίχνευσης των παλμικών οξυμέτρων. Οι μικροί όγκοι αναπνοής και ο ασθενής σφυγμός περιορίζουν τη χρήση καπνογράφων και πιεσομέτρων, αντίστοιχα. Στον κόνικλο και τα μεγάλα τρωκτικά, ενδέχεται να λειτουργήσουν καλά μετρητές αναπνοής με θερμίστορ, αλλά συχνά αποτυγχάνουν να ανιχνεύσουν την εκπνοή σε μικρότερα ζώα.

Παρά τα προβλήματα, υπάρχει δυνατότητα να γίνει έλεγχος των ζωτικών λειτουργιών. Στη διεθνή αγορά κυκλοφορεί ειδικός εξοπλισμός (π.χ. καπνογράφοι) για μικρά θηλαστικά. Επίσης, διατίθενται παλμικά οξυμέτρα με δυνατότητα ανίχνευσης υψηλών καρδιακών συχνοτήτων (ταχύτητα σάρωσης 100-200 mm sec⁻¹ αντί της συνήθους 25 mm sec⁻¹) και οι αισθητήρες μπορούν να τοποθετηθούν στα πέλαμα ή το στόμα των μεγαλύτερων ειδών (πάνω από 200 g). Οι βελόνες στα ηλεκτρόδια των ηλεκτροκαρδιογράφων είναι ιδανικές για μικρά τρωκτικά, καθώς παρέχουν άριστη αγωγιμότητα χωρίς τη χρήση γέλης. Εναλλακτικά, μπορούν να χρησιμοποιηθούν μεταλλικά μανταλάκια συνδεδεμένα σε υποδερμική βελόνα ή με βαμβάκι βρεγμένο με αλατούχο διάλυμα (Flecknell 2006). Η μέτρηση της αρτηριακής πίεσης στον κόνικλο, όταν το επιτρέπει το μέγεθός του, μπορεί να γίνει είτε άμεσα (μετά από εισαγωγή αρτηριακού καθετήρα στη μέση ωτιαία αρτηρία), είτε έμμεσα με την ταλαντωσιμετρική ή την τεχνική Doppler. Έρευνες έχουν αποδείξει ότι η καταγραφή της πίεσης μέσω μη επεμβα-

excessive administration of intravenous fluids included shock, respiratory distress, haemodynamic instability or even death (Morton et al. 1997, Morton et al. 2001).

Monitoring

The monitoring of vital signs is essential to begins from the preanaesthetic physical examination, lasting until the recovery from anaesthesia. Most surgical procedures can be performed when the withdrawal reflex is completely or almost abolished (Bannon & Malberg 2007, Deuis 2017). In guinea pigs the auricular reflex can be used as an alternative. Ocular reflexes are not often used because they are usually maintained to some degree intraoperatively. Their absence indicates deep anaesthesia (Quesenberry & Carpenter 2012).

The small size of rabbits and domestic rodents may cause problems in the function of some monitoring devices. Small electrical potential differences developed in the myocardium may be poorly detected by some monitors. Moreover, these species have high heart rates which can surpass the maximum sensitivity of pulse oximeters. Small tidal volumes and weak pulse limit the use of capnographs and blood pressure monitors, respectively. In rabbits and large rodents, respiratory rate monitors with a thermistor may be adequately functional, but they usually fail to detect expiration in smaller animals.

Despite limitations, monitoring can be accomplished. Special equipment (e.g. capnographs) is commercially available internationally for small mammals. Pulse oximeters are commercially available with the ability of tracing high frequency heart rates (scanning speed 100-200 mm sec⁻¹, instead of the standard 25 mm sec⁻¹) and the sensors can be placed on the paws or mouth of larger species (more than 200 g). The needles on the electrodes of cardiographs are ideal for small rodents, since they provide best conductivity without the use of gel. Alternatively, metallic clasps attached to hypodermic needles or with cotton dipped in salt solution can be used (Flecknell 2006). Measuring arterial pressure in rabbits, when their size permits, can be done either directly (after introduction of an arterial catheter in the auricular artery) or indirectly with the oscillometric or the Doppler technique. Studies have shown that non-invasive blood pressure monitoring is reliable both in normal and hypotensive rabbits (Ypsilantis et al. 2005, Harvey

τικών μεθόδων είναι αξιόπιστη και σε φυσιολογικούς και σε υποτασικούς κόνικλους (Ypsilantis et al. 2005, Harvey et al. 2012, Bellini et al. 2018).

Η αναπνευστική συχνότητα κατά τη διάρκεια της αναισθησίας είναι 30-60 min⁻¹ στον κόνικλο και 50-100 min⁻¹ στα τρωκτικά. Μείωση της αναπνευστικής συχνότητας κατά πάνω από 50% πρέπει να αντιμετωπίζεται ως επείγουσα κατάσταση (Flecknell 2006, Quesenberry & Carpenter 2012). Σημειώνεται ότι η εμφάνιση κυάνωσης στη γλώσσα του κόνικλου με τη χρήση λαρυγγικής μάσκας μπορεί να είναι αποτέλεσμα πίεσης από τη μάσκα, λόγω του μικρού μεγέθους της στοματικής κοιλότητας και να μην υποδηλώνει συστηματική διαταραχή (Kazakos et al. 2007).

Για την εκτίμηση της θερμοκρασίας είναι σημαντικό να χρησιμοποιείται θερμομέτρο που μετρά θερμοκρασία μικρότερη από 35°C, καθώς η πτώση της μπορεί να είναι σημαντική σε αυτά τα ζώα (Flecknell 2006). Η ιδανική περιεγχειρητική και διεγχειρητική χορήγηση υγρών γίνεται ενδοφλέβια ή ενδοστικά. Εάν καμία από τις δύο επιλογές δεν είναι εφικτή, τα υγρά χορηγούνται υποδόρια ή ενδοπεριτοναϊκά (η απορρόφηση είναι σημαντικά βραδύτερη σε αυτές τις περιπτώσεις).

Αναλγησία

Εκτίμηση του πόνου

Η εκτίμηση του μετεγχειρητικού πόνου στον κόνικλο και τα κατοικίδια τρωκτικά είναι δυσκολότερη από ότι στο σκύλο και τη γάτα. Παρότι τα σημεία του πόνου είναι διακριτά, ο κλινικός κτηνίατρος συνήθως δεν είναι εξοικειωμένος με τη φυσιολογική συμπεριφορά αυτών των ζωικών ειδών. Αυτά τα ζώα, ως θηράματα, τείνουν να αποκρύπτουν μια επώδυνη κατάστασή τους και να διατηρούν φυσιολογική συμπεριφορά, προκειμένου να αποφύγουν τη σύλληψη. Η ανθρώπινη παρουσία μπορεί να τους προκαλέσει πλήρη ακινησία, χωρίς εμφανείς εκδηλώσεις πόνου. Οι συνήθεις κλινικές εκδηλώσεις που σχετίζονται με πόνο περιλαμβάνουν τη μειωμένη πρόσληψη τροφής, τη μεταβολή της κινητικής και κοινωνικής δραστηριότητας, τις μεταβολές στη στάση και τη βάδιση και τη λείξη ή μάζηση της επώδυνης περιοχής του σώματος. Η ανορεξία είναι μια κρίσιμη ένδειξη πόνου και μπορεί να ακολουθεί τη μειωμένη γαστρεντερική κινητικότητα (Wenger 2012).

Στον κόνικλο και τον μυ (και σε κάποια άλλα ζώα εργαστηρίου) έχει περιγραφεί μια βαθμονομημένη κλίμακα μέτρησης του μετεγχειρητικού πόνου, γνωστή ως “rabbit grimace scale” και “mouse grimace scale” αντίστοιχα (Langford et al. 2010, Keating et al. 2012). Η κλίμακα αυτή στηρίζεται σε εκφράσεις του προσώπου, όπως η διάμετρος των οφθαλμικών κογχών, η χαλάρωση των ζυγωματικών, το σχήμα του ακρορρινίου, το τριχωτό της κεφαλής και το σχήμα και η θέση των πτερυγίων των ώτων. Αναλόγως

et al. 2012, Bellini et al. 2018).

The respiratory rate during anaesthesia is 30-60 min⁻¹ in rabbits and 50-100 min⁻¹ in rodents. Reduction of the respiratory rate more than 50% must be treated as an emergency (Flecknell 2006, Quesenberry & Carpenter 2012). It is worthy of note that cyanosis of the tongue in rabbits with a laryngeal mask may be a result of pressure exerted by the device, due to the small size of the oral cavity and may not indicate a systemic disorder (Kazakos et al. 2007).

In order to measure temperature, it is important to use a thermometer which measures values of less than 35°C, as long as temperature drop may be significant in these animals (Flecknell 2006). Ideally, fluids are administered intravenously or intraosseously, during the perioperative and intraoperative period. If either option is unavailable, fluids are administered subcutaneously or intraperitoneally (absorption is considerably slower in this case).

Analgesia

Pain assessment

Assessment of postoperative pain in rabbits and domestic rodents is more difficult than in dogs and cats. Even though pain signs are distinct, veterinary clinicians are usually not accustomed to the normal behavioural patterns of these species. These animals, being prey, tend to conceal painful conditions and maintain normal patterns of behaviour, in order to avoid capture. The human presence can cause full immobility, without apparent indications of pain. The usual clinical signs of pain include reduced appetite, change in mobility and social activity, changes in posture and gait and licking or chewing of the painful body area. Anorexia is a critical indication of pain and can follow reduced gastrointestinal motility (Wenger 2012).

In rabbits and mice (and in some other laboratory animals) a graded scale for measuring postoperative pain has been described, known as “rabbit grimace scale” and “mouse grimace scale”, respectively (Langford et al. 2010, Keating et al. 2012). This scale is based on facial indicators, such as the palpebral fissure length, the cheekbone shape, the muzzle shape, the fur of the skull and the shape and position of the ears. According to the sum of grading, it is decided whether rescue analgesia should be administered (Hampshire

του αθροίσματος της βαθμολόγησης αποφασίζεται αν θα χορηγηθεί σωστική αναλγησία στο ζώο (Hampshire & Robertson 2015). Οι περιορισμοί που παρουσιάζει η κλίμακα αυτή, είναι ότι αφορά συγκεκριμένες φυλές και είδη ζώων, συγκεκριμένες χειρουργικές επεμβάσεις και δεν έχει εφαρμοστεί ευρέως εκτός εργαστηρίου (Miller & Leach 2015).

Διαχείριση του πόνου

Η αναγνώριση του πόνου όσο το δυνατόν νωρίτερα είναι ζωτικής σημασίας για την επαρκή αντιμετώπισή του πριν την εμφάνιση δυσμενών επιπτώσεων (Kohn et al. 2007). Στον κόνικλο, ανορεξία που υπερβαίνει τις 1-2 ημέρες μπορεί ταχύτατα να οδηγήσει σε δυνητικά απειλητική για τη ζωή τους γαστρεντερική στάση (Wenger 2012). Ο πόνος συμβάλλει στην ανοσοκαταστολή και ο επακόλουθος κίνδυνος λοίμωξης πρέπει να λαμβάνεται υπόψη σε αυτά τα ζώα, συμπεριλαμβανομένου του κόνικλου, στον οποίο είναι συχνές οι υποκλινικές αναπνευστικές νόσοι. Ένας αποτελεσματικός τρόπος διαχείρισης του πόνου είναι η πολυμορφική αναλγησία (Wenger 2012). Ένα αποτελεσματικό πολυδύναμο πλάνο αναλγησίας περιλαμβάνει συνήθως συνδυασμούς διαφόρων κατηγοριών αναλγητικών φαρμάκων, όπως οπιοειδών, μη στεροειδών

& Robertson 2015). Limitations of this scale are that it is applied to certain breeds and animal species, specific surgical procedures and it has not found extensive application outside the laboratory setting (Miller & Leach 2015).

Pain management

Identification of pain as early as possible is vital for adequate management prior to the development of undesirable sequelae (Kohn et al. 2007). In rabbits, anorexia exceeding 1-2 days can rapidly lead to potentially life-threatening gastrointestinal stasis (Wenger 2012). Pain contributes to immunosuppression and the consequent risk of infection should be taken into consideration in these animals, including rabbits, in which subclinical respiratory infections are common. An effective way of pain management is multi-modal analgesia (Wenger 2012). An effective multi-modal plan commonly includes combinations of different categories of analgesic drugs, such as opioids, non-steroidal anti-inflammatory drugs (unless contraindicated), local anaesthetics, α -2 agonists, ketamine, gabapentin, etc. (Benato et al. 2019).

Πίνακας 2: Δόσεις αναλγητικών φαρμάκων που χρησιμοποιούνται συχνότερα στον κόνικλο και τα κατοικίδια τρωκτικά.

	κόνικλος	μυς	επίμυς	κριητός	γερβίλος	ινδικό χοιρίδιο	τσιντσιλά
βουπρενορφίνη (Johnston 2005, Hawkins 2006, Kohn et al. 2007, Coulter et al. 2009, Benato et al. 2019)	0,01-0,05 mg kg ⁻¹ SC, IM, IV κάθε 6-12 h	0,05-0,1 mg kg ⁻¹ IM, SC κάθε 6-12 h	0,01-0,05 mg kg ⁻¹ IM, SC κάθε 6-12 h	0,01-0,05 mg kg ⁻¹ IM, SC κάθε 6-12 h	0,01-0,05 mg kg ⁻¹ IM, SC κάθε 6-12 h	0,01-0,05 mg kg ⁻¹ IM, SC κάθε 6-12 h	0,01-0,05 mg kg ⁻¹ IM, SC κάθε 6-12 h
βουτορφανόλη (Flecknell 2006, Kohn et al. 2007)	0,1-0,5 mg kg ⁻¹ IM, SC κάθε 4 h	1-5 mg kg ⁻¹ SC κάθε 4 h	1-5 mg kg ⁻¹ SC κάθε 4 h	1-5 mg kg ⁻¹ SC κάθε 4 h	1-5 mg kg ⁻¹ SC κάθε 4 h	0,2-2 mg kg ⁻¹ SC κάθε 4 h	0,5-2 mg kg ⁻¹ SC κάθε 4 h
μορφίνη (Kohn et al. 2007, Navarrete-Calvo et al. 2014)	2-5 mg kg ⁻¹ SC, IM κάθε 4 h	2-5 mg kg ⁻¹ SC, IM κάθε 4 h					
πεθιδίνη (Kula et al. 2016, Cao et al. 2018)	5-10 mg kg ⁻¹ SC, IM κάθε 3 h	10-20 mg kg ⁻¹ SC, IM κάθε 2-3 h					
μελοξικάμη (Flecknell 2006, Kohn et al. 2007, Carpenter 2009, Stokes et al. 2009, Benato et al. 2019)	0,3-0,6 mg kg ⁻¹ PO, SC	2 mg kg ⁻¹ SC, PO	1-2 mg kg ⁻¹ SC, PO	-	-	-	-
καρπροφαίνη (Hawkins 2006, Benato et al. 2019)	2-4 mg kg ⁻¹ SC 1,5 mg kg ⁻¹ PO	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (μέγιστη ημερήσια δόση)	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (μέγιστη ημερήσια δόση)	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (μέγιστη ημερήσια δόση)	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (μέγιστη ημερήσια δόση)	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (μέγιστη ημερήσια δόση)	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (μέγιστη ημερήσια δόση)

IV: ενδοφλεβίως, IM: ενδομυϊκός, SC: υποδορίως, PO: από το στόμα

Table 2: Dose rates of commonly used analgesic drugs in rabbits and domestic rodents.

	rabbit	mouse	rat	hamster	gerbil	guinea pig	chinchilla
buprenorphine (Johnston 2005, Hawkins 2006, Kohn et al. 2007, Coulter et al. 2009, Benato et al. 2019)	0.01-0.05 mg kg ⁻¹ SC, IM, IV every 6-12 h	0.05-0.1 mg kg ⁻¹ IM, SC every 6-12 h	0.01-0.05 mg kg ⁻¹ IM, SC every 6-12 h	0.01-0.05 mg kg ⁻¹ IM, SC every 6-12 h	0.01-0.05 mg kg ⁻¹ IM, SC every 6-12 h	0.01-0.05 mg kg ⁻¹ IM, SC every 6-12 h	0.01-0.05 mg kg ⁻¹ IM, SC every 6-12 h
butorphanol (Flecknell 2006, Kohn et al. 2007)	0.1-0.5 mg kg ⁻¹ IM, SC every 4 h	1-5 mg kg ⁻¹ SC every 4 h	1-5 mg kg ⁻¹ SC every 4 h	1-5 mg kg ⁻¹ SC every 4 h	1-5 mg kg ⁻¹ SC every 4 h	0.2-2 mg kg ⁻¹ SC every 4 h	0.5-2 mg kg ⁻¹ SC every 4 h
morphine (Kohn et al. 2007, Navarrete-Calvo et al. 2014)	2-5 mg kg ⁻¹ SC, IM every 4 h	2-5 mg kg ⁻¹ SC, IM every 4 h					
pethidine (Kula et al. 2016, Cao et al. 2018)	5-10 mg kg ⁻¹ SC, IM every 3 h	10-20 mg kg ⁻¹ SC, IM every 2-3 h					
meloxicam (Flecknell 2006, Kohn et al. 2007, Carpenter 2009, Stokes et al. 2009, Benato et al. 2019)	0.3-0.6 mg kg ⁻¹ PO, SC	2 mg kg ⁻¹ SC, PO	1-2 mg kg ⁻¹ SC, PO	-	-	-	-
carprofen (Hawkins 2006, Benato et al. 2019)	2-4 mg kg ⁻¹ SC 1.5 mg kg ⁻¹ PO	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (maximum daily dose)	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (maximum daily dose)	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (maximum daily dose)	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (maximum daily dose)	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (maximum daily dose)	2-5 mg kg ⁻¹ IV, IM, SC, PO (maximum daily dose)

IV: intravenously, IM: intramuscularly, SC: subcutaneously, PO: per os

αντιφλεγμονωδών (εφόσον δεν αντενδείκνυνται), τοπικών αναισθητικών, α -2 αγωνιστών, κεταμίνης, γκαμπαπεντίνης, κ.ά. (Benato et al. 2019). Επίσης βρίσκει εφαρμογή και μη φαρμακολογική υποστήριξη με βελονισμό, ψυχρά επιθέματα, ελάχιστα επεμβατική χειρουργική επέμβαση, προσεκτικούς χειρισμούς, λέιζερ χαμηλής στάθμης, κ.ά. (Berry 2015). Στον Πίνακα 2 παρουσιάζονται οι δόσεις των αναλγητικών φαρμάκων που χρησιμοποιούνται συχνότερα στον κόνικλο και τα κατοικίδια τρωκτικά.

Οπιοειδή

Οι επιβλαβείς επιπτώσεις του πόνου στην κινητικότητα του γαστρεντερικού συστήματος ελέγχονται με κατάλληλη χορήγηση οπιοειδών στον κόνικλο και τα κατοικίδια τρωκτικά, ιδίως σε αυτά που αντενδείκνυνται τα μη στεροειδή αντιφλεγμονώδη φάρμακα (Swisher et al. 2015). Η χρήση της φαιντανύλης σε υψηλές δόσεις προϋποθέτει ετοιμότητα διασωλήνωσης και παροχής θετικού αερισμού, ιδιαίτερα όταν συνδυάζεται με ηρεμιστικά (Barter 2011). Η φαιντανύλη χρησιμοποιείται σε συνδυασμό με κάποιο ηρεμιστικό που καταστέλλει μερικές από τις ανεπιθύμητες παρενέργειες αυτής, όπως έμετο και διέγερση. Όταν χρησιμοποιείται μόνη της, η ελάχιστη μυϊκή χάλαση που προκαλεί την καθιστά ακατάλληλη για οποιαδήποτε άλλη, πέρα από μια βραχεία χειρουργική επέμβαση. Η δόση της φαιντανύλης μπορεί να ελαττωθεί κατά 50-

Moreover, non-pharmacological support with acupuncture, cold packs, minimally invasive surgical procedure, careful handling, low frequency laser, etc. May be applied (Berry 2015). In Table 2, doses of the most commonly used analgesics in rabbits and domestic rodents are presented.

Opioids

Harmful sequelae of pain on gastrointestinal motility can be managed with the appropriate administration of opioids in rabbits and domestic rodents, especially in species in which non-steroidal anti-inflammatory drugs are contraindicated (Swisher et al. 2015). The use of fentanyl in high doses necessitates intubation and positive pressure ventilation on standby, especially in combination with sedatives (Barter 2011). Fentanyl can be administered in combination with a sedative that suppresses some of its undesirable side effects, such as vomiting and hyperactivity. When used as a sole agent, it results in mild skeletal muscle relaxation, and is therefore inappropriate for any procedure other than a short surgery. Fentanyl dose can be reduced by 50-70%, when it is administered with a benzodiazepine, and with this combination sufficient muscle relaxation

70%, όταν αυτή χορηγηθεί με μια βενζοδιαζεπίνη και με το συνδυασμό αυτό παρέχεται ικανοποιητική μωχάλαση. Η μορφίνη όταν χορηγείται στον κόνικλο έχει καλά αποτελέσματα για την αντιμετώπιση ήπιου έως ισχυρού πόνου, αλλά λόγω των παρενεργειών της, όπως ηρέμηση, αναπνευστική καταστολή και ελαττωμένη γαστρεντερική κινητικότητα, χρησιμοποιείται σπάνια (Barter 2011). Στον μυ και τον επίμου, η βουτορφανόλη χρησιμοποιείται για την αντιμετώπιση ήπιου και μικρής διάρκειας πόνου και χορηγείται κάθε 1-2 ώρες (Gades et al. 2000), ενώ στον κόνικλο συνιστάται για ήπιο έως μέτριας έντασης και μικρής διάρκειας (2-3 ωρών) πόνο (Barter 2011). Η χρήση της τραμαδόλης, παρόλο που αυτή κυκλοφορεί στην ελληνική αγορά, σε αυτά τα ζώα αντενδείκνυται. Ειδικά στον κόνικλο, η χορήγησή της είτε από το στόμα είτε ενδοφλεβίως δεν έδειξε θετικά αναλγητικά αποτελέσματα (Souza et al. 2008, Egger et al. 2009).

Μη στεροειδή αντιφλεγμονώδη φάρμακα (ΜΣΑΦ)

Τα συχνότερα χρησιμοποιούμενα ΜΣΑΦ στον κόνικλο και τα κατοικίδια τρωκτικά είναι η μελοξικάμη, η καρπροφαίνη και η κετοπροφαίνη (Barter 2011). Στην κλινική πράξη χρησιμοποιείται συχνότερα η μελοξικάμη (Bourque et al. 2010; Wenger 2012). Στον κόνικλο μετά τη χορήγηση μελοξικάμης από το στόμα, η μέγιστη συγκέντρωση στο πλάσμα εμφανίζεται νωρίτερα και ο μεταβολισμός είναι ταχύτερος από ότι στο σκύλο, τον επίμου και τον άνθρωπο (Turner et al. 2006). Στον κόνικλο ενδέχεται να χρειαστούν δόσεις πάνω από $0,3 \text{ mg kg}^{-1} 24\text{h}^{-1}$ για τη διατήρηση της μέγιστης συγκέντρωσής της στο πλάσμα, και για μέχρι 24 ώρες. Η δόση $1,5 \text{ mg kg}^{-1} \text{ SC}$ ή PO είναι καλά ανεκτή μέχρι και για 5 ημέρες (Carpenter et al. 2009, Fredholm et al. 2013). Η γεύση μελιού της πόσιμης μελοξικάμης καθιστά το φάρμακο εύγευστο για τα ζώα και είναι κατάλληλο για διαχείριση του πόνου στο σπίτι (Leach et al. 2009, Wegner 2012). Ωστόσο, οι από του στόματος δόσεις μελοξικάμης μπορεί να μην αρκούν για τον ικανοποιητικό έλεγχο του πόνου μετά από ενδοκοιλιακή επέμβαση (π.χ. ωοθηκυστερεκτομή). Παρότι δόσεις μελοξικάμης $0,2 \text{ mg kg}^{-1}$ έχουν αντιφλεγμονώδη δράση σε επίμους, στη βιβλιογραφία αναφέρεται πως απαιτούνται υψηλότερες δόσεις, έως και $1-2 \text{ mg kg}^{-1}$ για τη διαχείριση του μετεγχειρητικού άλγους (Roughan et al. 2003).

Τοπική αναισθησία

Η λιδοκαΐνη και η μπουπιβακαΐνη είναι τα συνηθέστερα τοπικά αναισθητικά που μπορούν να χορηγηθούν τοπικά, με διήθηση και ενδοαρθρικά. Η λιδοκαΐνη έχει ταχεία έναρξη, αλλά μικρή διάρκεια δράσης, ενώ η μπουπιβακαΐνη έχει βραδεία έναρξη, αλλά μεγαλύτερη διάρκεια δράσης. Τα τοπικά αναισθητικά συστήνεται να αραιώνονται σε αραιώσεις 1:2 και 1:4 για να αποφευχθεί η υπερδοσία. Η τοπική διήθηση σε χειρουργικά ή μη τραύματα αποτελεί απλή και οικονομική μέθοδο αναλγησίας για χειρουργικές

is obtained. When morphine is used in rabbits, it is most effective in managing mild to severe pain, but it is rarely used due to its side effects, including sedation, respiratory depression and reduced gastrointestinal motility (Barter 2011). In rats and mice, butorphanol is used to manage mild pain of short duration and it is administered every 1-2 hours (Gades et al. 2000), whereas in rabbits it is recommended for mild to moderate pain of short (2-3 hours) duration (Barter 2011). The use of tramadol, although it is widely available in the Greece, in these animals is contraindicated. Especially in rabbits its administration either orally or intravenously has failed to show positive analgesic results (Souza et al. 2008, Egger et al. 2009).

Non-steroidal anti-inflammatory drugs (NSAIDs)

The most commonly used NSAIDs in rabbits and domestic rodents are meloxicam, carprofen and ketoprofen (Barter 2011). In practice, meloxicam is most commonly used (Bourque et al. 2010; Wenger 2012). After oral administration in rabbits, meloxicam reaches maximum concentrations in plasma and is metabolised faster than in dogs, rats and humans (Turner et al. 2006). In rabbits, doses higher than $0.3 \text{ mg kg}^{-1} 24\text{h}^{-1}$ may be required in order to maintain maximum concentrations in plasma for up to 24 hours. A dose of $1.5 \text{ mg kg}^{-1} \text{ SC}$ or PO is well tolerated for up to 5 days (Carpenter et al. 2009, Fredholm et al. 2013). The honey taste of oral meloxicam renders this drug palatable for animals and it is appropriate for pain management at home (Leach et al. 2009, Wegner 2012). However, oral doses of meloxicam may not be sufficient for adequate management of pain after intra-abdominal surgery (e.g. ovariohysterectomy). Even though meloxicam doses of 0.2 mg kg^{-1} have anti-inflammatory properties in rats, it is reported in the literature that higher doses are necessary, up to $1-2 \text{ mg kg}^{-1}$ for the management of postoperative pain (Roughan et al. 2003).

Topical anaesthesia

Lidocaine and bupivacaine are the most commonly used local anaesthetics in topical infiltration and intra-articularly. Lidocaine has a quick onset of action but short duration, whereas bupivacaine has a slow onset but longer duration. It is recommended for local anaesthetics to be diluted 1:2 and 1:4 in order to prevent overdose. Local infiltration of tissues in surgical or non-surgical wounds is a simple and cheap method of analgesia for surgical procedures. Adding adrenaline to the solution

επεμβάσεις. Η προσθήκη αδρεναλίνης στο διάλυμα της έγχυσης μπορεί να παρατείνει την διάρκεια δράσης των τοπικών αναισθητικών (Wegner 2012, Kluge et al. 2017).

Περιοχική αναλγησία

Η επισκληρίδια αναλγησία (0,1-0,2 ml kg⁻¹) και ο αποκλεισμός του μηριαίου και ισχιακού νεύρου έχουν περιγραφεί στο ινδικό χοιρίδιο, στον επίμυ και στον κόνικλο, για επεμβάσεις στα οπίσθια άκρα. Επίσης, στον κόνικλο και τον επίμυ, η επισκληρίδια αναλγησία χρησιμοποιείται τόσο για διεγχειρητική όσο και για μετεγχειρητική αναλγησία. Σε περίπτωση που απαιτείται παρατεταμένη αναλγησία, μπορεί να τοποθετηθεί επισκληρίδιος καθετήρας για συνεχή ή επαναλαμβανόμενη εφάπαξ χορήγηση (van den Hoogen et al. 1981, Malinovsky et al. 1997, Nishiyama 1998, Dollo et al. 2004, Johnston 2005, Lichtenberger et al. 2007, Wenger 2012, Aguiar et al. 2014).

Επίλογος

Συμπερασματικά, ο κόνικλος και τα κατοικίδια τρωκτικά έχουν αυξημένες απαιτήσεις ως προς την ορθή αντιμετώπισή τους περιεγχειρητικά. Η έμφαση στη μείωση του στρες από την προανααισθητική κιάλας εξέταση, στον έλεγχο των ζωτικών λειτουργιών, στην υποστήριξη του κυκλοφορικού και στη διαχείριση του μετεγχειρητικού πόνου θα δημιουργήσει τις συνθήκες εκείνες που θα συμβάλουν στην επιτυχή έκβαση του χειρουργικού περιστατικού.

Σύγκρουση συμφερόντων

Οι συγγραφείς δηλώνουν ότι δεν υπάρχει σύγκρουση συμφερόντων.

intended for tissue infiltration can prolong the duration of action of local anaesthetics (Wegner 2012, Kluge et al. 2017).

Regional analgesia

Epidural analgesia (0.1-0.2 mL kg⁻¹) and femoral and sciatic nerve block have been described in guinea pigs, rats and rabbits, for procedures on the hind limbs. In rabbits and rats, epidural analgesia is used for intraoperative as well as postoperative analgesia. In cases when prolonged analgesia is required, an epidural catheter can be placed for continuous or repeated bolus administration (van den Hoogen et al. 1981, Malinovsky et al. 1997, Nishiyama 1998, Dollo et al. 2004, Johnston 2005, Lichtenberger et al. 2007, Wenger 2012, Aguiar et al. 2014).

Epilogue

In conclusion, rabbits and domestic rodents have increased needs regarding correct perioperative management. Attention to stress reduction as early as from the preanaesthetic evaluation, to monitoring of vital functions, to cardiovascular support and management of postoperative pain will provide the conditions that can contribute to the successful outcome of surgical cases.

Conflict of interest

The authors declare no conflicts of interest.

Βιβλιογραφία / References

- Aguiar J, Mogridge G, Hall J (2014) Femoral fracture repair and sciatic and femoral nerve blocks in a guinea pig. *J Small Anim Pract*, 55: 635–639.
- Alworth LC, Harvey SB (2012) *The laboratory rabbit, guinea pig, hamster, and other rodents*. 1st ed. American College of Laboratory Animal Medicine, Academic Press (Elsevier), San Diego, pp.955–965.
- Bannon AW, Malmberg AB (2007) Models of nociception: hot-plate, tail-flick, and formalin tests in rodents. *Current Protocols in Neuroscience* 8, 8-9.
- Barter LS (2011) Rabbit analgesia. *Vet Clin North Am Exotic Anim Practice* 14, 93-104.
- Bellini L, Veladiano IA, Schrank M, Candaten M, Mollo A (2018) Prospective clinical study to evaluate an oscillometric blood pressure monitor in pet rabbits. *BMC Vet Res* 14, 52-60.
- Benato L, Rooney N, Murrell JC (2019) Pain and analgesia in pet rabbits within the veterinary environment: a review. *Vet Anaesth Analg* 46, 151-162.
- Berry HS (2015) Analgesia in the Perioperative Period. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 45, 1013-1027.
- Bourque SL, Adams MA, Nakatsu K (2010) Comparison of buprenorphine and meloxicam for post-surgical analgesia in rats: effects on body weight, locomotor activity. *J Am Assoc Lab Anim Sci* 49, 617–622.

- Brodbeld D (2009) Perioperative mortality in small animal anaesthesia. *Vet J* 182, 152-160.
- Cannon B and Nedergaard J (2011) Nonshivering thermogenesis and its adequate measurement in metabolic studies. *J Exp Biol* 214, 242–253.
- Cao J, Du Y, Wang YJ et al. (2018) Pharmacokinetics of meperidine (pethidine) in rabbit oral fluid: correlation with plasma concentrations after controlled administration. *Pharmazie*, 73, 324-328.
- Carpenter JW, Pollock CG, Koch DE (2009) Single and multiple-dose pharmacokinetics of meloxicam after oral administration to the rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). *J Zoo Wildl Med*, 40, 601–606.
- Cruz F and Junquera J (1993) The immobility response elicited by clamping, bandaging and grasping in the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Behav Brain Res* 54, 165-169.
- Coulter CA, Flecknell PA, Leach MC, Ritsardson CA (2011) Reported analgesic administration to rabbits undergoing experimental surgical procedures. *Vet Res* 7, 12-18.
- Deus JR, Dvorakova LS, Vetter I (2017) Methods Used to Evaluate Pain Behaviors in Rodents. *Front Mol Neurosci* 10, 284-300.
- Dollo G, Malinovsky JM, Péron A et al. (2004) Prolongation of epidural bupivacaine effects with hyaluronic acid in rabbits. *Int J Phar* 19, 109-119.
- Edis A (2016) How to manage intraosseous catheters in exotic species. *The Veterinary Nurse* 7, 589–593.
- Egger CM, Souza MJ, Greenacre CB, Cox SK, Rohrbach BW (2009) Effect of intravenous administration of tramadol hydrochloride on the minimum alveolar concentration of isoflurane in rabbits. *Am J Vet Res* 70, 945-949.
- Erkert RS, MacAllister CG (2005) Use of a eutectic mixture of lidocaine 2.5% and prilocaine 2.5% as a local anesthetic in animals. *J Am Vet Med Assoc* 226, 1990–1992.
- Flecknell P (2018) Rodent analgesia: Assessment and therapeutics. *Vet J* 232, 70-77.
- Flecknell P (2002) Guinea pig. In: *BSAVA manual of exotic pets*. (4th edn), BSAVA, Hampshire, pp.54-64.
- Flecknell P (2006) Anaesthesia and perioperative care. In: Meredith A, Flecknell P, eds. *BSAVA Manual of Rabbit Medicine and Surgery*. Quedgeley, UK, pp: 154–165.
- Fredholm DV, Carpenter JW, KuKanich B (2013) Pharmacokinetics of meloxicam in rabbits after oral administration of single and multiple doses. *Am J Vet Res* 74, 636–641.
- Gad SC, Spainhour CB, Shoemake C et al. (2016) Tolerable Levels of Nonclinical Vehicles and Formulations Used in Studies by Multiple Routes in Multiple Species with Notes on Methods to Improve Utility. *Int J Toxicol* 35, 95-178.
- Gades NM, Danneman, PJ, Wixson, SK (2000) The magnitude and duration of the analgesic effect of morphine, butorphanol, and buprenorphine in rats and mice. *Contemp Top Lab Anim Sci* 39, 8–13.
- Gaskil B and Garner JP (2017) Stressed out: providing laboratory animals with behavioral control to reduce the physiological effects of stress. *Lab Animal* 46, 142–145.
- Goodman G (2002) Hamster. In: *BSAVA manual of exotic pets*. (4th edn), BSAVA, Hampshire, pp.27-33.
- Hampshire V, Robertson S (2015) Using the facial grimace scale to evaluate rabbit wellness in post-procedural monitoring. *Lab Animal* 4, 259-260.
- Harkness JE, Wagner JE (1995) *The Biology and Medicine of Rabbits and Rodents*, 4th ed, Williams & Wilkins, pp.65-73.
- Harvey L, Knowles T, Murison P (2012) Comparison of direct and Doppler arterial blood pressure measurements in rabbits during isoflurane anaesthesia. *Anesth Analg* 39, 174-184.
- Hawkins MG (2006) The use of analgesics in birds, reptiles, and small exotic animals. *J Exotic Pet Med* 15, 177-192.
- Johnston MS (2005) Clinical Approaches to Analgesia in Ferrets and Rabbits. In: *Proceedings of Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 14, 229-235.
- Kazakos GM, Anagnostou T, Savvas I, Raptopoulos D, Psalla D, Kazakou IM (2007) Use of the laryngeal mask airway in rabbits: placement and efficacy. *Lab Anim* 36, 29-34.
- Kazakos GM, Savvas I, Anagnostou T, Flouraki E, Pavlidou K, Sapanidou V (2010) Use of a eutectic mixture of lidocaine 2.5% and prilocaine 2.5% as a local anaesthetic for arterial catheterisation in rabbits. *Vet Anaesth Analg* 38, 27–28.
- Keating SCJ, Thomas AA, Flecknell PA, Leach MC (2012) Evaluation of EMLA Cream for Preventing Pain during Tattooing of Rabbits: Changes in Physiological, Behavioural and Facial Expression Responses. *PLoS ONE* 7, 1-11.
- Keeble E (2002) Gerbil. In: *BSAVA manual of exotic pets*. (4th edn), BSAVA, Hampshire, pp.35-36.
- Klaus U, Weinandy R, Gattermann R (2000) Circadian activity rhythms and sensitivity to noise in the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Chronobiology International* 17, 137–145.
- Kohn DE, Martin TE, Foley PL, Morris TH, M Swindle M, Vogler GA, Wixson S (2007) Guidelines for the Assessment and Management of Pain in Rodents and Rabbits, *J Am Ass Lab Anim Science* 46, 97-108.
- Kluge K, Larenza Menzies MP, Kloepfel H, Pearce SG, Bettschart-Wolfensberger R, Kutter AP (2017) Femoral and sciatic nerve blockades and incision site infiltration in rabbits undergoing stifle joint arthroscopy. *Lab Anim* 51, 54-64.
- Kula A, Akkar OB, Gulturk S, Cetin M, Cetin A (2016) Combination of paracetamol or ketamine with meperidine enhances antinociception. *Hum Exp Toxicol* 35, 887-892.
- Langford DJ, Bailey AL, Chanda ML et al. (2010) Coding of facial expressions of pain in the laboratory mouse. *Nature Methods* 7, 447-449.
- Leach MC, Allweiler S, Richardson C (2009) Behavioural effects of ovariectomy and oral administration of meloxicam in laboratory housed rabbit. *Res Vet Sci* 87, 336-347.
- Lennox AM (2008) Intraosseous Catheterization of Exotic Animals. *Journal of Exotic Pet Medicine* 17, 300–306.
- Lichtenberger M, Ko J, (2007) Anesthesia and analgesia for small mammals and birds. *Vet Clin N Am Exotic Anim Pract* 10, 293-315.
- Malinovsky, JM, Bernard JM, Baudrimont M, Dumand JB Lepage JY (1997) A chronic model for experimental investigation of epidural anesthesia in the rabbit. *Regional Anesthesia*, 22, 80-85.
- Meredith A (2015) *BSAVA Small Animal Formulary*. Part B: Exotic pets. (9th edn), BSAVA, Hampshire, UK.
- Miller AL, Leach, MC (2015) The mouse grimace scale: a clinically useful tool? *PLoS ONE* 10, e0136000.
- Monson CB, Oyama J (1984) Core temperature of tailless rats exposed to centrifugation. *Physiologist*, 27, 97-98.
- Morton D, Safron JA, Glosson J, Rice DW, Wilson DM, White RD (1997) Histologic lesions associated with intravenous infusions of large volumes of isotonic saline solution in rats for 30 days. *Toxicol Pathol* 25, 390–394.
- Morton DB, Jennings M, Buckwell A et al. (2001) Refining procedures for the administration of substances. Report of the BVAAWF/FRAME/RSPCA/UFPAW Joint Working Group on Refinement. *British Veterinary Association Animal Welfare*

- Foundation/Fund for the Replacement of Animals in Medical Experiments/Royal Society for the Prevention of Cruelty to Animals/Universities Federation for Animal Welfare. *Lab Anim* 35, 1–41.
- Navarrete-Calvo R, Gómez-Villamandos RJ, Morgaz J et al. (2014) Cardiorespiratory, anaesthetic and recovery effects of morphine combined with medetomidine and alfaxalone in rabbits. *Vet Rec* 174, 95–100.
 - Nishiyama T (1998) A rat model of chronic lumbar epidural catheterization. *Can J Anaesth*, 45, 907–912.
 - Orr HE (2002) Rats and Mice. In: *BSAVA manual of exotic pets*. (4th edn), BSAVA, Hampshire, pp.16–17.
 - Owens NC, Ootsuka Y, Kanosue K, McAllen RM (2002) Thermoregulatory control of sympathetic fibres supplying the rat's tail. *J Physiol* 543, 849–858.
 - Quesenberry K and Carpenter J (2012) *Ferrets, Rabbits, and Rodents, Clinical Medicine and Surgery* (3rd ed). Elsevier, Missouri, pp.429–451.
 - Roughan JV and Flecknell PA (2003) Evaluation of a short duration behaviour-based post-operative pain scoring system in rats. *Eur J of Pain* 7, 397–406.
 - Smiler KL, Stein S, Hrapkiewicz KL, Hiben JR (1990) Tissue response to intramuscular and intraperitoneal injections of ketamine and xylazine in rats. *Lab Anim Sci* 40, 60–64.
 - Souza MJ, Greenacre CB, Cox SK (2008) Pharmacokinetics of orally administered tramadol in domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *Am J Vet Res* 69, 979–982.
 - Stokes EL, Flecknell PA, Richardson CA (2009) Reported analgesic and anaesthetic administration to rodents undergoing experimental surgical procedures. *Lab Anim* 43, 149–154.
 - Swisher S, Lennox A (2015) Analgesia in Small Exotic Mammals: A review. *Advances in Small Animal Medicine and Surgery* 28, 1–3.
 - Tran AN and Koo JY (2014) Risk of systemic toxicity with topical lidocaine/prilocaine: a review. *J Drugs Dermatol* 13, 118–122.
 - Tranquilli WJ, Thurmon JC, Grimm, KA (2007) *Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia*, 4th ed, Blackwell, Iowa, USA, pp.765–785.
 - Turner PV, Brabb T, Pekow C, Vasbinder M (2011) Administration of Substances to Laboratory Animals: Routes of Administration and Factors to Consider. *J Am Assoc Lab Anim Sci* 50, 600–613.
 - Uchida S, Hara K, Kobayashi A, Funato H, Hobara T et al. (2010) Early life stress enhances behavioral vulnerability to stress through the activation of REST4-mediated gene transcription in the medial prefrontal cortex of rodents. *J Neurosci Res* 30, 15007–15018.
 - Van den Hoogen RH, Colpaert FC (1981) Long term catheterization of the lumbar epidural space in rats. *Pharmacol Biochem Behav* 15, 515–516.
 - Wagner JE (2014) *The Biology of the Guinea Pig*. Academic Press, pp.5–13.
 - Wenger S (2012) Anesthesia and analgesia in rabbits and rodents. *Journal of Exotic Pet Medicine* 21, 7–16.
 - Wilson DM, Romero JC, Strong CG et al. (1975) Indirect blood pressure measurements in the rabbit: correlations with direct aortic and ear pressures. *J Lab Clin Med* 86, 1032–1039.
 - Woolf, CJ and Chong MS (1993) Preemptive analgesia—treating postoperative pain by preventing the establishment of central sensitization. *Anesth Analg* 77, 362–379.
 - Wurbel H (2001) Ideal homes? Housing effects on rodent brain and behavior. *Trends in Neuroscience* 24, 207–211.
 - Ypsilantis, P, Didilis, VN, Politou, M et al. (2000) A comparative study of invasive and oscillometric methods of arterial blood pressure measurement in the anesthetized rabbit. *Res Vet Sci* 78, 269–275.

Υπεύθυνη αλληλογραφίας:

Παναγιώτα Καραμιχάλη
pkaramich@hotmail.com

Corresponding author:

Panagiota Karamichali
pkaramich@hotmail.com