РЕФЕРАТ

ТЕМА:

**АНЕСТЕЗИЯ У ЭКСПЕРИМЕНТАЛЬНЫХ ЖИВОТНЫХ**

**План:**

Вступление

1. Оценка исходного состояния животного как объекта для общей анестезии.
2. Фармакологические средства, применяемые для общей анестезий у экспериментальных животных.
3. Препараты, используемые для анестезиологического пособия у экспериментальных животных

Список литературы

**Вступление**

Прогресс современной медицины во многом обязан экспериментальным исследованиям. В полной мере это относится к хирургии, анестезиологии и реаниматологии, бурное развитие которых немыслимо без многочисленных сложнейших острых опытов. Тем не менее, клиническая анестезиология все еще значительно опережает разработку методов анестезии у экспериментальных животных.

В нашей стране и за рубежом запрещено проведение опытов без адекватной анестезии, в условиях тотальной миорелаксации без обезболивания и др. Авторы, публикуя свои результаты, должны указывать не только вид и количество использованных животных, но и применявшиеся виды обезболивания и эвтаназии.

Вместе с тем опыт высококвалифицированного анестезиолога-клинициста часто оказывается недостаточным для решения задач, которые возникают при анестезиологическом обеспечении современных хирургических, патофизиологических, анестезиологических и других экспериментов. Это связано со значительными физиологическими особенностями животных различных видов и пород, возраста и пола, различиями в переносимости общей анестезии и чувствительности к анестезиологическим препаратам, особыми методическими приемами, аппаратурой и инструментарием, использование которых необходимо. Незнание или недоучет этих особенностей могут обусловить выраженные нарушения гомеостаза у животных, что в свою очередь затрудняет или делает невозможной правильную интерпретацию результатов исследований.

**1.** **Оценка исходного состояния животного как объекта для общей анестезии**

Отбор и подготовка животных к проведению эксперимента имеют важное значение. Выбор животных того или иного вида зависит прежде всего от задач, стоящих перед экспериментатором. Хирургические опыты, как правило, проводят на крупных животных (собаки, телята, обезьяны, свиньи), в то время как для изучения фармакологических препаратов более удобны мелкие лабораторные животные (мыши, крысы, морские свинки). Определенные ограничения в выборе животных возникают в связи с размерами, оснащенностью и санитарно-техническими условиями лабораторий. Принципиально возможно моделирование разнообразных патофизиологических состояний у животных разных видов вплоть до рептилий. Однако в настоящее время накоплен опыт, который позволяет осуществить наиболее адекватный целям эксперимента выбор доступных животных.

Так, на собаках наиболее целесообразно изучать влияние ингаляционных и неингаляционных анестетиков на гемодинамику большого и малого кругов, эффекты разнообразных фармакологических средств при общей анестезии, патофизиологию искусственного кровообращения, метаболизм миокарда и легких, различные варианты клинической смерти и оживления, ИВЛ и др. Собаки остаются наиболее часто изучаемыми лабораторными животными [Осипов В.П., 1976; Степанян Е.П. и др., 1978; Герасимов Н.М. и др., 1983; Гиммельфарб Г.Н., Пермяков Н.К. и др., 1983; Гиммельфарб Г.Н., 1984]. Однако при выборе собаки в качестве объекта эксперимента следует помнить, что беспородные собаки более выносливы в отличие от породистых, которые высокочувствительны к общим анестетикам и другим фармакологическим препаратам, плохо переносят хирургическую травму в условиях лабораторного содержания. Для сложных и длительных хирургических экспериментов более подходят молодые (2—5 лет) беспородные собаки.

На кошках и кроликах чаще всего изучают фармакологические эффекты анестетиков, анальгетиков и миорелаксантов, влияние их на центральную и периферическую нервную систему, изменения мозгового кровотока и метаболизма в условиях общей анестезии, закономерности восстановления мозговых структур при реанимации, анальгетические эффекты перидурально вводимых препаратов [Гиммельфарб Г.Н., 1984; Сачков В.И. и др., 1986; Aoki M. et al., 1986; Gibbin J. P. et al., 1986; Sheller M. et al., 1986].

Крысы и мыши являются удобной моделью для изучения аналгезирующих и нейролептических препаратов, токсических и тератогенных эффектов анестетиков, влияния последних на метаболизм мозга, печени и других органов [Vina J. et al., 1986; Wood M. et al., 1986]. Достаточно часто на мелких лабораторных животных моделируют также различные варианты клинической смерти и оживления организма [Пермяков Н.К. и др., 1983].

Подготовку экспериментальных животных к общей анестезии следует начинать с внешнего осмотра. При этом можно составить определенное представление о физическом состоянии животного, обнаружить дефекты, связанные с его содержанием. Внимание следует обращать на возраст и поведение животного, его упитанность и массу тела, состояние глаз, зубов, кожного покрова, шерсти, частоту и характер дыхания, интенсивность слюноотделения. Например, возраст собак можно ориентировочно определить по зубам, которые к 4—5 годам утрачивают белизну и начинают стираться. Кроме того, для молодых животных характерно горизонтальное направление роста шерсти на бедрах.

Тщательный осмотр помогает выявить признаки заболеваний, которые нередки у лабораторных животных. Многие животные страдают хроническими заболеваниями дыхательных путей и почек, специфическими инфекциями. Описаны даже случаи приобретенных пороков сердца [Holland A., 1973]. Для хронических экспериментов целесообразно отбирать животных, прошедших 10— 12-дневную обсервацию. В этом периоде они имеют возможность адаптироваться к условиям содержания в виварии, рациону питания. Их вакцинируют против чумы, вирусного гепатита, осуществляют некоторые лабораторные исследования (анализ крови). На протяжении всего времени обследования необходим постоянный контроль за общим состоянием животного с целью выявления возможных настораживающих изменений или признаков заболевания.

Физикальное обследование животных вызывает естественные затруднения у анестезиолога-клинициста. Вместе с тем при составлении плана анестезиологического пособия экспериментальным животным необходимо знать особенности системы внешнего дыхания и кровообращения особей различных видов. Такие знания не только помогают выявить животных с каким-либо заболеванием, но и оценивать адекватность общей анестезии.

При выборе объекта эксперимента и подготовке к анестезиологическому пособию и ИВЛ необходимо учитывать некоторые анатомо-физиологические особенности животных различных видов. Например, у собак очень тонкая плевра, поэтому при вскрытии в ходе эксперимента одной из плевральных полостей часто возникает двусторонний пневмоторакс [Гиммельфарб Г.Н., 1984].

Сложная анатомия дыхательных путей у кроликов затрудняем интубацию трахеи и ИВЛ, однако у них от грудины к перикарду идет мембранозная перегородка, которая дает возможность создать доступ к органам средостения без пневмоторакса [Holland A., 1973]. Кроме того, у животных этого вида отсутствует рвотный центр и не возникает соответствующая реакция па рвотные средства.

У жвачных животных сильно развиты бронхиальные железы, поэтому вещества, усиливающие их секрецию, следует использовать с особой осторожностью. Напротив, у свиней бронхиальные железы мало чувствительны к стимулирующим фармакологическим препаратам [Мозгов И. Е., 1979].

Истощенные животные значительно хуже переносят общие анестетики и другие лекарственные средства, поэтому если анестезиологическое пособие приходится оказывать плохо упитанному животному, дозы препаратов для премедикации и анестетиков должны быть снижены. Это относится и к утомленным животным. В связи с этим за 4—6 дней до эксперимента животное следует перевести на высококалорийное питание. Для повышения резистентности к инфекции в рацион собак целесообразно включать пищевые дрожжи (около 100 г в сутки) и рыбий жир (20 г). Перестают кормить животных за 15—18 ч до эксперимента.

Анестезиолог, проводящий пособие, должен дифференцированно подбирать дозы медикаментозных средств для особей разного возраста. Указанные в специальной литературе и настоящем руководстве дозы препаратов (см. ниже) используются, как правило, у половозрелых молодых животных. Старые животные значительно хуже переносят общую анестезию, особенно с использованием мощных ингаляционных анестетиков, например фторотана. У старых собак, особенно породистых, комбинированную анестезию рекомендуется проводить ингаляционными и неингаляционными анестетиками в небольших дозах в сочетании с наркотическими анальгетиками. При этом удается снизить токсический эффект препаратов [Гиммельфарб Г.Н., 1984]. Определенные сложности могут возникнуть при работе с неполовозрелыми животными, которые чрезвычайно чувствительны к анестезиологическим средствам. В подобных ситуациях многое зависит от индивидуального опыта экспериментатора, умения подобрать минимальную эффективную дозу анестетика.

Для экспериментальных моделей в хирургии, анестезиологии и реаниматологии половые отличия не имеют существенного значения, поскольку особи разного пола практически одинаково реагируют на разнообразные медикаментозные средства. Однако у беременных животных симпатомиметики и вещества, вызывающие увеличение притока крови к сосудам тазовой области, могут обусловить аборт.

Наконец, не следует забывать об изменениях эмоционального состояния животных при переводе из вивария в непривычную обстановку операционной, в ответ на подготовительные манипуляции (привязывание, подключение датчиков, венепункция и т.д.). Нежелательные реакции эффективно предотвращает адекватная премедикация. Однако в ряде случаев эксперимент необходимо проводить без премедикации. Избежать гемодинамических и метаболических сдвигов у подопытных животных можно, осуществляя предварительную тренировку в условиях операционной на протяжении 2 нед [Гиммельфарб Г.Н., 1984].

**2. Фармакологические средства, применяемые для общей анестезий у экспериментальных животных**

Для проведения анестезиологического пособия экспериментальным животным в настоящее время используют широкий набор лекарственных средств, традиционных для клинической анестезиологии. С практической точки зрения наиболее важны сведения об оптимальных дозах препаратов для премедикации, вводной и основной анестезии у определенного вида животных.

Атропин широко используют для премедикации. В целом действие атропина на животных аналогично его эффекту у человека. Он угнетает саливацию и секрецию носоглоточной слизи, расширяет бронхиолы, дает положительный хронотропный эффект, быстро всасывается при подкожном введении, оказывает достаточно широкое терапевтическое действие. Мелкие млекопитающие менее чувствительны к атропину, чем крупные животные и человек

Морфин в экспериментальной анестезиологии используют для премедикации. У большинства животных он вызывает эйфорию, дает седативный эффект. Анальгетические свойства морфина различны у животных разных видов [Мозгов И.Е., 1979]. Препарат легко всасывается из подкожной жировой клетчатки. Возможно внутримышечное введение его. У некоторых животных действие морфина имеет специфические особенности. Так, у кошек легко возникает передозировка, сопровождающаяся картиной «маниакального возбуждения»: обостряются зрение, слух, осязание, затем возникает беспокойство, возрастают подвижность и агрессивность. Вслед за этим чувствительность снижается, развиваются судороги, которые являются предвестниками гибели животного.

У собак морфин наряду со снижением болевой чувствительности вызывает усиление саливации, рвоту и дефекацию, что обусловливает целесообразность его введения за 30—40 мин до предстоящей анестезии. Таким образом, с одной стороны, морфин обеспечивает быстрое и хорошо контролируемое опорожнение желудка и кишечника, что страхует от рвоты и регургитации при вводной анестезии. С другой стороны, препарат может вызвать быстрое обезвоживание, метаболический ацидоз и депрессию дыхания. Отрицательные свойства морфина можно несколько ослабить сочетанным применением атропина. Тем не менее использование морфина в экспериментальной анестезиологии, особенно в качестве компонента для поддержания общей анестезии, следует ограничивать [Гиммельфарб Г.Н., 1984]. В качестве антагониста при передозировке морфина используют налорфин или аналогичные препараты.

Промедол можно включать в схему премедикации кошек и собак вместо морфина. Препарат менее токсичен, в меньшей степени угнетает дыхание, однако обладает более слабыми анальгетическими свойствами. Может вводиться подкожно, внутримышечно и внутривенно.

Достаточно широкое распространение в современной экспериментальной анестезиологии получил метод нейролептаналгезии, препараты для которой могут использоваться как в качестве премедикации, так и для поддержания общей анестезии у различных животных. Как правило, фентанил и дропе-ридол вводят одновременно. У крупных животных, если планируется ИВЛ, осуществляют внутривенное введение. У мелких животных препараты для нейролептаналгезии можно применять внутриперитонеально с сохранением спонтанного дыхания. Показано, что использование для премедикации у собак с массой тела от 18 до 25 кг фентанила в количестве 6—8 мл 0,05% раствора и дроперидола в количестве 8—10 мл 0,25% раствора обеспечивает выраженный седативный эффект без существенных нарушений дыхания и кровообращения, но аналгезия при этом выражена умеренно [Гиммельфарб Г.Н., 1984]. Введение фентанила без дроперидола вызывает у собак нежелательные изменения гемодинамики малого круга.

Аминазин у животных дает нейролептический эффект (расслабление скелетной мускулатуры, снижение реакций на внешние раздражения, болевой и тактильной чувствительности, сон). Однако, как и у человека, у большинства экспериментальных животных после введения аминазина развиваются тахикардия и артериальная гипотония. Препарат используют для премедикации у различных животных — кошек, собак, свиней, травоядных, причем последние наиболее чувствительны к нему. Седативный эффект аминазина усиливается при комбинировании с антигистаминными препаратами. Однако отрицательное влияние на гемодинамику ограничивает использование аминазина, особенно у ослабленных, истощенных и старых животных.

Диазепам в последние годы нашел применение как для премедикации, так и для вводной анестезии у собак. Внутривенное введение 5—10 мг препарата сопровождается снижением артериального давления (не более 15% от исходного) при практически неизмененных частоте сердечных сокращений, минутном и ударном объемах сердца [Бунятян А.А. и др., 1983]. В ряде случаев после внутривенного введения диазепама можно произвести интубацию трахеи без дополнительного введения барбитуратов и миорелаксантов [Гиммельфарб Г Н 1984].

В экспериментальной анестезиологии для индукции в анестезию различных животных широко используют производные барбитуровой кислоты. Достоинства и недостатки этих препаратов, выявленные при клинических исследованиях, характерны и при использовании в эксперименте.

***Этаминал-натрий (пентобарбитал)*** используют как у мелких животных (внутримышечно, интраперитонеально, внутрибрюшинно), так и у крупных (как правило, внутривенно). У собак обычно используют 6,5—7% раствор пен-тобарбитала. В качестве растворителя применяют смесь изотонического раствора натрия хлорида (стабилизатор) и пропиленгликоля в количестве '/ю объема изотонического раствора натрия хлорида. Такая методика дает возможность приготовить заранее большое количество раствора и хранить его в холодильнике. Внутривенно раствор вводят медленно. Животное засыпает через 1—2 мин. Анестезия продолжается длительное время. В редких случаях требуется повторное введение препарата (5—10 мг/кг). Полное пробуждение наступает через 24—26 ч. При пробуждении бывает рвота.

Фенобарбитал используют в ряде случаев для обезболивания мелких животных. Препарат вводят в виде раствора интраперитонеально в дозе 45— 50 мг/кг или внутривенно в дозе 30—35 мг/кг. Длительность анестезии может достигать 8 ч.

***Тиопентал-натрий*** и гексенал используют для премедикации, вводной анестезии, а также в ряде случаев для поддержания анестезии. Мелким млекопитающим их можно вводить интраперитонеально и внутривенно, крупным, как правило, внутривенно. У собак возможны премедикация и индукция в анестезию путем внутримышечного введения 400—1000 мг тиопентал-натрия. Чаще препараты используют в виде 1—2,5% раствора, вводимого внутривенно. Животное засыпает через 1—2 мин. Продолжительность анестезии 20—45 мин. Описана индукция в анестезию путем введения 2,5% раствора гексенала внутри-плеврально или внутрилегочно [Гиммельфарб Г.Н., 1984]. Наркотический эффект при этом достигается почти мгновенно, однако резко выражена депрессия дыхания. Длительная внутривенная анестезия с помощью капельной инфу-зии 2,5% раствора одного из препаратов технически проста и эффективна. Однако стабильный уровень анестезии можно поддержать, только имея достаточный опыт работы с этими общими анестетиками. При повторных введениях препаратов период выхода животных из состояния анестезии удлиняется. Во всех случаях применения тиопентал-натрия или гексенала у крупных млекопитающих необходимо предусмотреть возможность интубации трахеи и ИВЛ.

Натрия оксибутират и пропанидид применяют для общей анестезии животных относительно редко. Возможна индукция в анестезию путем внутривенного введения их кошкам, собакам, свиньям. Наркотическое состояние развивается относительно медленно, поэтому целесообразно сочетание названных препаратов с анальгетиками или атарактиками (пропанидид и фентанил, натрия оксибутират и диазепам).

Кетамин в настоящее время нашел широкое распространение для обезболивания экспериментальных животных. Начало кетаминовой анестезии у мышей и крыс сопровождается кратковременным снижением артериального давления, которое затем сменяется подъемом. Частота сердечных сокращений увеличивается. Существенных изменений дыхания у этих видов животных не происходит [Severe Т., Bloggy С., 1973J. Депрессия дыхания и сердечной функции возможна у морских свинок [Chamberlain I. et al., 1981]. У собак кетамин является одним из лучших препаратов для премедикации. Внутримышечное введение 50—100 мг кетамина с 15—20 мг диазепама обеспечивает достаточно глубокий сон; при этом существенных сдвигов дыхания и кровообращения не происходит. Внутривенное введение при индукции в анестезию у собак сопровождается сохранением спонтанного дыхания, повышением частоты сердечных сокращений, умеренным увеличением сердечного выброса и артериального давления, некоторым подъемом давления в легочной артерии. Однако для интубации трахеи необходимо введение деполяризующих миорелаксантов, так как сохраняются рефлексы гортани и надгортанника [Гиммельфарб Г.Н., 1984]. Гемодинамический эффект кетамина снижается при сочетанием использовании его с диазепамом. После внутримышечного введения достаточно эффективная анестезия длится 25—30 мин. Поддержание общей анестезии возможно с помощью дробного внутривенного введения небольших доз (2—3 мг/кг). В последние годы кетамин находит все более широкое применение для анестезиологического обеспечения экспериментов на крупных животных (телята, свиньи, лошади и др.). Апробировано его эпидуральное введение у лабораторных животных [Сачков В.И. и др., 1986].

Этомидат апробирован для общей анестезии у мышей [Gomwolk N., Healing Т., 1981]. Его можно вводить внутривенно или внутрибрюшинно в растворе пропиленгликоля (2 мг на 1 мл раствора).

Альтезин успешно используют для общей анестезии у мелких и средних лабораторных животных [Davis В., 1976; Bailey С. et al., 1977]. Альтезин не оказывает существенного влияния на артериальное давление, но может уменьшать частоту пульса у крыс. В организме мышей и кроликов он подвергается быстрому метаболизму, при повторных введениях не вызывает кумуляции.

Рациональное использование миорелаксантов в экспериментальной анестезиологии представляет собой достаточно сложную задачу. По сравнению с человеком животные значительно более чувствительны к этим препаратам. При введении миорелаксантов животным более выражена ганглионарная блокада, происходит значительный выброс гистамина. Их использование целесообразно и оправдано при многокомпонентной общей анестезии, т.е. тогда, когда необходима релаксация поперечнополосатой мускулатуры при обязательной ИВЛ. Применяя миорелаксанты у экспериментальных животных, следует помнить, что они не подавляют функций ЦНС и не обладают анальгетическими свойствами. Например, интубация трахеи у собак после введения деполяризующего миоре-лаксанта без анестезии сопровождается выраженными гемодинамическими сдвигами [Гиммельфарб Г.Н., 1984].

***Дитилин*** используют для интубации трахеи у разнообразных животных. При этом дозы, как правило, в 10 раз меньше, чем у человека. Необходимо учитывать, что введение дитилина или аналогичных препаратов (листенон, мио-релаксин, сукцинилхолин) даже в дозе 0,1 мг/кг может вызвать у собак пролонгированную релаксацию.

Тубокурарина хлорид применяют в ряде случаев для обездвижи-вания мелких (крысы) и крупных (свиньи) лабораторных животных. Вводится внутривенно, причем дозы у крыс соответствуют используемым в клинической практике, а у свиней значительно выше [Сондоре А.А., 1978].

У различных животных можно использовать недеполяризующий миорелаксант диплацин. Для собак, кошек и кроликов рекомендуемая доза составляет 0,25—0,3 мг/кг [Мозгов И. Е., 1979].

Известно, что по сравнению с другими миорелаксантами у животных менее выраженный ганглиоблокирующий и гистаминлибераторный эффект дает ***панкуроний***. Тем не менее, особенно в хронических экспериментах, недеполяризующие миорелаксанты использовать не следует В частости, у собак они вызывают чрезвычайно длительное апноэ. Предполагают, что это явление связано с холинэстеразопенией [Гиммельфарб Г.Н., 1984].

В экспериментальной анестезиологии используют большой набор жидких (хлороформ, эфир, фторотан, метоксифлуран, энфлуран, изофлуран) и газообразных (закись азота, циклопропан) ингаляционных анестетиков. Вместе с тем значимость этих препаратов у лабораторных животных различных видов в настоящее время существенно пересмотрена. Все реже используют ингаляционную моноанестезию. Клиническая картина такой общей анестезии у различных животных сходна и, как правило, сопровождается тяжелыми нарушениями жизненно важных функций организма, особенно во время индукции [Мозгов И. Е., 1979]. В опытах на мелких и средних лабораторных животных использование ингаляционных анестетиков затруднено в связи с отсутствием специальных испарителей и дозиметров.

Хлороформ применяют для вводной и базисной анестезии у мышей, крыс, морских свинок, сурков, хомяков. Животных помещают под стеклянный колокол, где находится вата, смоченная анестетиком. Естественно, в таких условиях точное дозирование невозможно и летальность животных может быть высока. До недавнего времени хлороформ достаточно широко использовали в ветеринарной практике [Мозгов И. Е., 1979]. Установлено, что свиньи относительно хорошо переносят анестезию хлороформом в отличие от собак и лошадей. У собак в.1 стадии анестезии возможна смерть вследствие рефлекторной остановки сердца и дыхания. Описана методика поддержания общей анестезии у собак с помощью 1,2—1,5 об.% хлороформа при газовом потоке 6 л/мин (4 л закиси азота и 2 л кислорода), обеспечивающая адекватную защиту организма животных от значительной операционной травмы [Гиммельфарб Г.Н., 1984]. Тем не менее хлороформ чрезвычайно токсичен как для животных, так и для экспериментатора. Его использование должно быть строго ограниченным. Эфир для наркоза менее токсичен, чем хлороформ, оказывает более широкое терапевтическое действие. У мелких лабораторных животных используется аналогично другим ингаляционным анестетикам. У собак может быть применен для индукции в анестезию (5—6 об.% в потоке закиси азота с кислородом в соотношении 2:1). При этом остается достаточно выраженной стадия возбуждения, возможны гипертензия, тахикардия, различные аритмии. Для поддержания анестезии необходимо 2—4 об.% эфира в потоке закиси азота с кислородом. При использовании анальгетиков, гипнотиков, атарактиков можно снизить концентрацию эфира до 0,5—2 об.%. Тем не менее диэтиловый эфир все реже используют для анестезии из-за раздражения дыхательных путей, взрывоопасности, невозможности применять диатермокоагуляцию.

Циклопропан обладает только одним преимуществом — быстрым введением в анестезию и выходом из нее. Препарат дорог, взрывоопасен, применение его требует специального оборудования. Как и у человека, он вызывает сенсибилизацию миокарда к катехоламинам. Эти качества резко ограничивают использование циклопропана в экспериментах на животных.

Метоксифлуран, применяемый в экспериментальной анестезиологии, обладает рядом недостатков, главный из которых — медленное введение в анестезию и выход из нее. Методика применения аналогична таковой диэтилового эфира. Основные преимущества при использовании у лабораторных животных: взрывобезопасность, отсутствие раздражающего действия на дыхательные пути и гиперсаливации, возможность поддержания постоянного уровня анестезии без интубации и ИВЛ. Вместе с тем у кошек метоксифлуран (1 об.%) в газовой смеси существенно снижает влияние ауторегуляторных симпатических механизмов поддержания сосудистого тонуса, в связи с чем возможны нежелательные гемодинамические реакции [Jrestedt L., 1975].

Фторотан является распространенным препаратом для ингаляционной анестезии у лабораторных животных, однако при использовании его необходимо иметь хорошо откалиброванный и точный испаритель. Установлены оптимальные дозы фторотана для различных животных. Для ингаляционной общей анестезии у крыс необходимо 2—3 об.% фторотана в потоке смеси закиси азота с кислородом в соотношении от 1:1 до 3:1. Для индукции в анестезию собак и свиней необходимо 2—3 об.% препарата, подаваемого через специальную маску. Для поддержания анестезии достаточно 1 об.%. При анестезии у крупных животных доза анестетика должна быть в 1,5—2 раза выше, но при этом может усиливаться отрицательное влияние, которое аналогично наблюдаемому в клинической анестезиологии (снижение артериального давления, брадикар-дия, уменьшение сердечного выброса).

Закись азота у лабораторных животных менее эффективна по сравнению с человеком и приматами. При использовании закиси азота в качестве единственного анестетика очень трудно достичь необходимой глубины анестезии, если ее концентрация во вдыхаемой смеси менее 85%, а такие концентрации опасны. Однако положительные свойства закиси азота проявляются при сочетании ее с другими, более сильными ингаляционными анестетиками, например фторотаном, или анальгетиками.

Для общей анестезии используют и некоторые другие неингаляционные (хлоралоза, уретан, аллобарбитал, дипидолор) и ингаляционные анестетики (трихлорэтилен, энфлуран, изофлуран) [Гиммельфарб Г.Н., 1984; Holland А., 1973; Folle I., Levensone R., 1976; Green M., 1976; Blitt С. et al., 1979]. При анестезиологическом обеспечении экспериментов на животных достаточно широко используют также антигистаминные препараты (димедрол, супрастин). Они дают умеренный седативный и гипнотический эффект, усиливают действие анальгетиков и атарактиков. У собак для премедикации в сочетании с фентанилом и дроперидолом достаточно эффективна доза димедрола 2—3 мг/кг внутримышечно. Телятам и овцам препарат можно вводить подкожно в количестве 0,3 мл/кг.

**Список литературы**

1. *Бунятян А.А., Мещеряков А.В., Цибуляк В.Н.* Атаралгезия.— Будапешт: Медицина, 1983. 171 с.
2. *Герасимов Н.М., Гиммельфарб Г.Н., Назарова Т. А.* Влияние анестезии и искусственного кровообращения на метаболизм гистамина и серотонина в эксперименте // Мед. жури. Узбекистана. 1983. -№ 4. — С. 32—35.
3. *Гиммельфарб Г.Н.* Анестезия у экспериментальных животных. Ташкент: ФАН, 1984. 144 с.
4. *Мозгов И. Е.* Фармакология.— М.: Колос, 1979.—416 с.
5. *Сачков В.И., Сухонощенко Л.М., Коган Е.А.* и др. Эиидуральная аналгезия кетамином в эксперименте//Анест. и реаниматол. 1986. № 4.- С. 7—12.
6. *Chamberlain I*., *Seed R., Undre N*. Myocardial depression by ketamine // Anesthesia. 1981.—Vol. 35. - P. 366-370.
7. *Gibbin J.P., Hartung J., Cottrell J.E.* ct al. Effect of vecuronium on intracranial pressure, mean arterial pressure and heart rate in cats // Brit. J. Anaesth. 1986. Vol. 58, N 54. P. 441 — 443.
8. *Gomwalk N., Healing T.* Ftomidate: a valuable anesthetic for // Lab Animals 1981 Vol 15 P. 151 152
9. *Scfieller M. S , Told М.М., Drutimond J.* С Isoflnrane, halotane and regional cerebral blood flow at various levels of PaCO, in rabbits // Anesthesiology. 1986. Vol. 64, N 5. P 598 604.
10. *Vina J.R., Davis D. W., Hawkins R. A.* The influence of nitrons oxide on nietionme, S-adcnosyemethionine and othe ammo acids//Anesthesiologv. 1986. Vol. 64, N 4. P. 490 495.
11. *Wood M., Uctrecht J., Phyltlujon J.M.* et al. The effect ol cemetidine on aneslhelic metabolism and toxity // Anaest. Analg/ - 1986. – Vol. 65, - P. 481-488.