

BAB I PENDAHULUAN

1.1 Latar Belakang

Itik merupakan salah satu jenis unggas favorit sebagian besar orang Indonesia. Itik menjadi salah satu jenis daging yang banyak dikonsumsi masyarakat setelah ayam (Muthmainnah dan Jalali, 2022). Indonesia merupakan salah satu negara dengan populasi itik terbesar di dunia, yang didukung oleh kondisi geografis dan iklim tropis yang sangat mendukung peternakan itik. Itik memiliki prospek pasar yang sangat baik karena masyarakat Indonesia memiliki akses mudah untuk memperoleh daging dan telur itik dengan harga yang relatif terjangkau (Susila, 2020). Selain itu, itik dikenal sebagai hewan ternak yang adaptif terhadap berbagai kondisi lingkungan, sehingga cocok untuk dibudidayakan di berbagai daerah, baik dalam skala kecil oleh peternak rakyat maupun dalam skala besar oleh perusahaan peternakan modern. Peningkatan permintaan daging dan telur itik, yang didorong oleh pola konsumsi masyarakat dan kebutuhan industri makanan, menjadi salah satu faktor utama pertumbuhan populasi itik dari tahun ke tahun (Sunarno et al., 2021). Meningkatnya kebutuhan akan itik, mendorong peternak untuk lebih memperhatikan produk yang dihasilkan dan menjaga status kesehatan ternak yang dipelihara (Brata et al., 2020).

Itik dikenal memiliki keunggulan fisiologis berupa ketahanan yang relatif lebih baik terhadap penyakit dibandingkan unggas lainnya, sehingga pemeliharaannya relatif mudah dan berisiko lebih rendah (Budi et al., 2015). Namun demikian, meskipun memiliki daya tahan yang lebih tinggi, itik tetap rentan terhadap berbagai penyakit yang disebabkan oleh virus, bakteri, jamur, protozoa maupun cacing, yang dapat berdampak negatif terhadap kesehatan dan produktivitas ternak (Zaharah et al., 2016). Salah satu tantangan utama dalam peternakan itik di Indonesia adalah infeksi endoparasit, khususnya cacing saluran pencernaan. Infeksi ini menjadi masalah yang serius karena dapat menyebabkan kerugian ekonomi yang besar bagi peternak. Meskipun gejala klinisnya sering tidak terlihat jelas, infeksi cacing dapat menurunkan produktivitas ternak, termasuk penurunan bobot badan, efisiensi pakan, dan produksi telur. Dalam kasus infeksi berat, infeksi cacing dapat menyebabkan gangguan kesehatan yang signifikan, terutama pada itik yang tidak mendapatkan perawatan yang memadai (Amaliah et al., 2018).

Salah satu nematoda yang sering dilaporkan pada unggas adalah *Ascaridia galli*, yang menginfeksi usus halus dan berpotensi menimbulkan kerugian produktivitas. Dalam kajian parasitologi eksperimental, *A. galli* sering digunakan sebagai objek penelitian untuk mempelajari dinamika infeksi dan interaksi inang parasit. Salah satu pendekatan yang umum digunakan untuk menghasilkan infeksi terkontrol adalah inokulasi buatan. Metode ini memungkinkan peneliti mengatur waktu, dosis, dan kondisi infeksi secara seragam. Namun, keberhasilan inokulasi buatan sangat dipengaruhi oleh rute pemberian inokulum, karena perbedaan jalur masuk parasit dapat memengaruhi peluang telur untuk berkembang menjadi stadium dewasa di dalam saluran pencernaan inang (Shifaw et al., 2022).

Berbagai penelitian sebelumnya umumnya menggunakan ayam sebagai hewan model dalam studi infeksi *A. galli*, dengan fokus pada variasi jumlah telur, frekuensi inokulasi, serta faktor lingkungan yang memengaruhi perkembangan parasit. Sharma et al. (2017), melaporkan penggunaan rute oral dan kloaka dalam pengembangan model infeksi *A. galli* pada ayam petelur, namun perbandingan efektivitas rute inokulasi tersebut tidak dijadikan tujuan utama penelitian dan belum dievaluasi secara kuantitatif berdasarkan intensitas infeksi. Selain itu, penggunaan itik sebagai hewan dalam penelitian infeksi *A. galli* masih sangat terbatas, meskipun secara fisiologis dan anatomi pencernaan itik memiliki karakteristik yang berbeda dengan ayam. Hingga saat ini belum banyak penelitian yang secara khusus menjadikan rute inokulasi sebagai variabel utama yang dievaluasi berdasarkan intensitas infeksi *A. galli* secara kuantitatif. Informasi mengenai rute inokulasi yang paling efektif dalam menghasilkan tingkat infeksi yang konsisten masih terbatas, sehingga diperlukan kajian eksperimental yang menempatkan rute inokulasi sebagai fokus utama penelitian.

Perbedaan karakteristik fisiologis tersebut menunjukkan bahwa hasil penelitian pada ayam tidak dapat secara langsung digeneralisasi pada itik. Oleh karena itu, diperlukan kajian yang secara khusus mengevaluasi pengaruh rute inokulasi buatan terhadap intensitas infeksi *A. galli* pada itik. Intensitas infeksi dapat diukur secara kuantitatif melalui jumlah telur cacing dalam feses (*eggs per gram/EPG*), yang merefleksikan keberhasilan perkembangan dan reproduksi parasit di dalam tubuh inang. Berdasarkan uraian tersebut, penelitian ini memiliki rumusan masalah yang disusun sebagai berikut:

1. Bagaimana pengaruh perbedaan rute inokulasi buatan terhadap intensitas infeksi *A. galli* pada itik Mojosari?
2. Bagaimana perbedaan jumlah telur *Ascaridia galli* dalam feses (*eggs per gram*) pada itik Mojosari yang diinokulasi melalui berbagai rute?

1.2 Teori

1.2.1 Itik Mojosari (*Anas platyrhynchos domesticus*)

Itik atau yang dikenal juga dengan istilah bebek merupakan unggas air yang cenderung mengarah pada produksi telur dan daging (Susila, 2020). Berdasarkan tujuan pemeliharaannya, itik terbagi menjadi dua yaitu itik petelur dan pedaging. Salah satu jenis itik yang dikenal dan dikembangkan yakni itik Mojosari (Muthmainnah dan Jalali, 2022). Itik Mojosari merupakan jenis itik petelur lokal yang berasal dari daerah desa Modopuro, Kecamatan Mojosari, Kabupaten Mojokerto, Jawa Timur. Itik Mojosari memiliki postur tubuh yang cenderung lebih kecil dibandingkan jenis itik lainnya (Imawan et al., 2016). Selain itu, itik Mojosari memiliki keunggulan yaitu masa produksi lebih tinggi dibandingkan dengan itik lainnya (Yusuf et al., 2023).

Secara umum, tubuh itik memiliki bentuk melekok dan lebar serta leher yang relatif panjang walaupun tidak sepanjang angsa. Bobot itik umumnya bisa mencapai 1,4 hingga 2,5 kg dan memiliki panjang tubuh sekitar 50 cm untuk itik betina dan panjang tubuh sekitar 76 cm untuk itik jantan. Panjang tubuh tersebut diukur mulai

dari ujung kepala hingga ujung ekor (Sejati, 2017).

Menurut Jalaludeen et al. (2022), secara taksonomi itik dapat diklasifikasikan sebagai berikut:

Kingdom : *Animalia*
Phylum : *Chordata*
Subphylum : *Vertebrata*
Class : *Aves*
Subclass : *Neornithes*
Ordo : *Anseriformes*
Family : *Anatidae*
Genus : *Anas*
Species : *Anas platyrhynchos domesticus*

Itik termasuk unggas yang mudah ditenakkan karena makanan itik bisa diperoleh dari lingkungan sekitar. Itik mampu menghasilkan produk yang bergizi tinggi seperti daging dan telur, kebutuhan protein pakan itik fase layer (bertelur) lebih rendah yakni sekitar 15 – 18 %, dan itik memiliki kemampuan mencerna serat yang baik, tahan terhadap stres dan penyakit, serta mudah beradaptasi, meskipun ketahanan tersebut sangat dipengaruhi oleh kondisi lingkungan dan manajemen pemeliharaan (Darmawan et al., 2018).

Menurut Jalaludeen et al. (2022), sistem pencernaan itik terdiri atas paruh, esofagus, tembolok, proventrikulus, ventrikulus, usus halus, usus besar, dan kloaka, yang berfungsi secara berurutan dalam proses pencernaan dan penyerapan nutrisi. Saluran pencernaan itik relatif lebih panjang dibandingkan unggas darat seperti ayam, sehingga memungkinkan itik memanfaatkan pakan berserat dan bahan pakan alami dengan lebih efisien. Karakteristik ini berkontribusi terhadap kemampuan adaptasi dan ketahanan itik terhadap berbagai kondisi lingkungan serta stres pemeliharaan. Namun, panjang dan kompleksitas saluran pencernaan tersebut juga dapat meningkatkan peluang masuk dan berkembangnya agen infeksius, khususnya parasit gastrointestinal seperti nematoda, apabila kondisi sanitasi dan manajemen pemeliharaan tidak optimal. Infeksi parasit pada itik sering bersifat subklinis, sehingga tidak selalu menunjukkan gejala klinis yang jelas, tetapi dapat mengganggu fungsi pencernaan, menurunkan penyerapan nutrisi, dan pada akhirnya berdampak pada penurunan performa dan produktivitas ternak.

Menurut Zahara et al. (2016), penelitian terhadap parasit nematoda pada itik, seperti *A. galli*, relevan karena dapat menyebabkan gangguan kesehatan, termasuk hambatan pertumbuhan, penurunan bobot, dan produksi telur, yang berdampak pada produktivitas dan keberlanjutan ekonomi peternakan. Sebagai sumber protein hewani, itik menjadi objek kajian penting untuk memahami dinamika infeksi nematoda. Penelitian terhadap dinamika infeksi nematoda pada itik menjadi penting untuk memahami pola infeksi, potensi risiko lintas spesies, serta dampaknya terhadap kesehatan masyarakat. Kajian ini tidak hanya mendukung pengembangan strategi pengelolaan kesehatan unggas yang lebih baik, tetapi juga memberikan kontribusi pada ketahanan pangan. Selain itu, penelitian mengenai parasit pada itik dapat menjadi model dalam memahami infeksi serupa pada unggas lain, sehingga

memiliki implikasi yang luas terhadap pengendalian penyakit parasitik di sektor peternakan unggas secara umum.



Gambar 1. Itik Mojosari (Polana, 2018)

1.2.2 *Ascaridia galli*

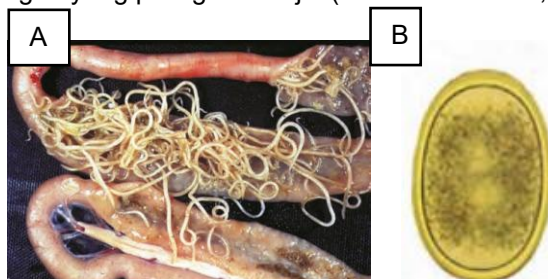
Parasit merupakan organisme yang hidup pada tubuh organisme lain dan umumnya menimbulkan efek negatif pada inangnya. Menurut Anshary (2016), bahwa parasit dikelompokkan menjadi dua yaitu ektoparasit dan endoparasit. Ektoparasit adalah parasit yang hidup pada permukaan luar tubuh inang, atau yang mempunyai hubungan dengan dunia luar, sedangkan endoparasit adalah parasit yang hidup pada organ dalam tubuh inang. Salah satu contoh endoparasit yaitu cacing nematoda atau biasa disebut cacing gelang. Nematoda memiliki bentuk silinder, tidak bersegmen, meruncing di kedua ujung, terdapat kutikula, serta beberapa nematoda memiliki jenis kelamin yang terpisah. Selama perkembangan, nematoda berdiferensiasi dengan melepaskan kutikulanya. Dalam siklus hidupnya, nematoda mengalami beberapa tahap perkembangan larva (L1–L4) sebelum menjadi cacing dewasa (Taylor et al., 2016). Salah satu nematoda gastrointestinal yang paling sering ditemukan dan memiliki dampak signifikan terhadap kesehatan serta produktivitas itik adalah *A. galli*.

Menurut Taylor et al. (2016), taksonomi *Ascaridia galli* adalah sebagai berikut:

<i>Kingdom</i>	: <i>Animalia</i>
<i>Phylum</i>	: <i>Nematoda</i>
<i>Class</i>	: <i>Secernentea</i>
<i>Ordo</i>	: <i>Ascaridida</i>
<i>Family</i>	: <i>Ascarididae</i>
<i>Genus</i>	: <i>Ascaridia</i>
<i>Species</i>	: <i>Ascaridia galli</i>

A. galli ditemukan pada usus halus. Cacing jantan berukuran sekitar 50–75 mm, sedangkan cacing betina berukuran 70–120 mm. Bagian anterior dicirikan oleh adanya mulut yang menonjol, yang dikelilingi oleh tiga bibir besar berbentuk trilobus. Tepi bibir tersebut memiliki struktur menyerupai gigi yang disebut dentikel. Pada bagian esofagus tidak terdapat bulbus posterior. Ekor cacing jantan memiliki alae kecil serta dilengkapi dengan 10 pasang papila. Spikula pada cacing jantan hampir sama panjang. Pada cacing jantan juga terdapat pengisap prelokal berbentuk lingkaran, yang tidak memiliki struktur kutikula yang tebal. Telur *A. galli* berukuran sedang, berwarna cokelat muda, berbentuk oval yang jelas, memiliki dinding tebal berbentuk seperti tong, dan tampak bersegmen saat diletakkan. Ukuran telur berkisar

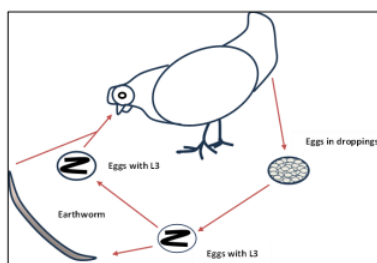
sekitar 75–80 μm $\times$ 45–50 μm . Dinding telur halus dan tersusun atas tiga lapisan, dengan lapisan tengah yang paling menonjol (Otranto dan Wall, 2024).



Gambar 2. (A) Cacing dewasa; (B) Telur *A. galli* (Otranto dan Wall, 2024).

Siklus hidup *A. galli* bersifat langsung (*direct life cycle*). Telur menjadi infeksiif di lingkungan pada suhu optimal dalam waktu minimal ± 3 minggu. Setelah tertelan oleh inang, larva menetas dan mengalami fase histotrofik transien di mukosa usus sebelum berkembang menjadi cacing dewasa yang menghuni lumen usus halus. Telur kadang-kadang tertelan oleh cacing tanah, yang dapat bertindak sebagai inang transportasi. Periode prapaten berkisar antara 4 hingga 6 minggu pada unggas muda hingga 8 minggu atau lebih banyak pada unggas dewasa. Cacing hidup selama sekitar 1 tahun (Taylor et al., 2016). Telur *A. galli* sangat dipengaruhi oleh suhu lingkungan dalam mempertahankan viabilitasnya di luar inang. Pada suhu pembekuan ($-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ hingga $-80\text{ }^{\circ}\text{C}$), telur tidak mampu bertahan hidup, sedangkan pada suhu rendah di atas titik beku ($4\text{ }^{\circ}\text{C}$) viabilitas telur menurun secara bertahap (Feyera et al., 2026). Sebaliknya, paparan suhu tinggi hingga $50\text{ }^{\circ}\text{C}$ mempercepat inaktivasi telur dalam waktu relatif singkat, menunjukkan bahwa suhu merupakan faktor determinan dalam kelangsungan hidup telur *A. galli* di lingkungan eksternal (Katakam et al., 2014). Rute penularan utama *A. galli* adalah konsumsi pakan atau air yang terkontaminasi telur. Selain itu, transmisi mekanis juga dapat terjadi melalui cacing tanah yang bertindak sebagai inang pengangkut dengan menelan telur yang mengandung larva L3. Itik menelan cacing tanah oleh inang akhir dapat menularkan infeksi kepada mereka (Singh et al., 2023).

Lama berlangsungnya infeksi *A. galli* berpengaruh terhadap tingkat atau derajat infeksi yang terbentuk pada inang. Pada rentang waktu sekitar 8–9 minggu pascainfeksi, cacing umumnya telah mencapai fase dewasa dan aktif menghasilkan telur, sehingga jumlah telur yang dikeluarkan melalui feses mencerminkan tingkat infeksi yang telah berkembang secara stabil dan umumnya berada pada kategori infeksi ringan hingga sedang. Apabila infeksi berlangsung lebih lama tanpa adanya pengendalian, jumlah cacing dewasa di dalam usus akan terus meningkat dan produksi telur menjadi lebih tinggi, yang dapat menyebabkan peningkatan nilai EPG dan berujung pada derajat infeksi berat. Kondisi ini berkaitan dengan kemampuan *A. galli* untuk bertahan hidup hingga ± 12 bulan di dalam tubuh inang serta menghasilkan telur secara berkelanjutan, sehingga durasi infeksi menjadi faktor penting dalam menentukan tingkat keparahan infeksi (Taylor et al., 2016).



Gambar 3. Siklus Hidup *A. galli* (Singh et al., 2023)

1.2.3 Intensitas Infeksi Nematoda

Intensitas parasit cacing nematoda adalah jumlah cacing yang menginfeksi pada tiap individu. Intensitas parasit dapat diketahui dengan cara menghitung nilai EPG. Semakin tinggi nilai EPG maka semakin banyak parasit yang menginfeksi pada tiap individu. Pengukuran intensitas infeksi nematoda pada unggas umumnya dilakukan secara tidak langsung melalui perhitungan EPG (Fadhilah et al., 2023).

Nilai EPG digunakan secara luas sebagai indikator kuantitatif yang merefleksikan beban infeksi nematoda dewasa di dalam tubuh inang, meskipun hubungan antara jumlah telur dan jumlah cacing dewasa dapat dipengaruhi oleh faktor biologis seperti umur cacing, status imun inang, dan tingkat fertilitas parasit (Utami et al., 2024). Intensitas infeksi nematoda dapat diklasifikasikan ke dalam kategori ringan, sedang, atau berat berdasarkan kisaran nilai EPG yang diperoleh. Infeksi dengan intensitas ringan umumnya bersifat subklinis dan tidak menimbulkan gejala yang jelas, sedangkan infeksi dengan intensitas sedang hingga berat dapat menyebabkan penurunan bobot badan, efisiensi pakan yang rendah, gangguan pertumbuhan, serta penurunan produksi telur pada unggas petelur (Taylor et al., 2016).

1.2.4 Rute Inokulasi Buatan dalam Infeksi Nematoda

Inokulasi buatan adalah metode yang digunakan dalam penelitian parasitologi untuk memicu infeksi secara terkendali pada inang uji, dengan tujuan mengatur dosis dan rute pemberian larva atau telur parasit secara konsisten. Metode ini memungkinkan peneliti menilai respons biologis inang terhadap parasit dengan variasi prosedural yang dapat dikontrol (Dörken et al., 2025). Dalam penerapannya, inokulasi buatan dapat dilakukan melalui berbagai rute pemberian, yang masing-masing memiliki karakteristik dan tingkat keberhasilan infeksi yang berbeda. Pemilihan rute inokulasi menjadi aspek penting karena berkaitan dengan jalur masuk parasit, peluang telur atau larva mencapai lokasi infeksi, serta keberhasilan perkembangan parasit di dalam tubuh inang (Ndungu et al., 2019).

Inokulasi cacing secara oral merupakan rute yang umum digunakan dalam penelitian parasitologi pada unggas karena merepresentasikan jalur penularan alami nematoda gastrointestinal. Pada rute ini, telur nematoda yang telah mencapai tahap infeksiif diberikan melalui mulut sehingga dapat melanjutkan siklus hidupnya secara fisiologis di dalam saluran pencernaan inang. Keberhasilan inokulasi oral dinilai melalui perkembangan cacing dewasa yang tercermin dari peningkatan jumlah telur

dalam feses atau nilai EPG, yang digunakan sebagai indikator kuantitatif intensitas infeksi (Daş et al., 2021). Inokulasi cacing melalui rute kloaka (*cloacal intubation*) merupakan metode alternatif dalam penelitian parasitologi eksperimental yang bertujuan menempatkan agen infeksi sedekat mungkin dengan saluran pencernaan bagian distal. Rute ini dikembangkan untuk meningkatkan peluang telur atau larva parasit mencapai lokasi infeksi tanpa melalui proses pencernaan awal, sehingga secara teoritis dapat memengaruhi keberhasilan kolonisasi parasit di dalam usus. Pada beberapa penelitian, rute kloaka digunakan sebagai modifikasi dari inokulasi konvensional untuk mengevaluasi perbedaan dinamika infeksi dibandingkan rute oral, khususnya dalam studi nematoda gastrointestinal seperti *A. galli* (Permin et al., 2003).

1.3 Tujuan dan Manfaat

1.3.1 Tujuan Penelitian

Tujuan pada penelitian ini adalah sebagai berikut:

1. Untuk mengetahui pengaruh perbedaan rute inokulasi buatan terhadap intensitas infeksi *A. galli* pada itik Mojosari (*Anas platyrhynchos domesticus*).
2. Untuk mengetahui perbedaan jumlah telur *A. galli* dalam feses itik Mojosari (*Anas platyrhynchos domesticus*) yang diinokulasi melalui berbagai rute pemberian berdasarkan nilai EPG.

1.3.2 Manfaat Penelitian

Hasil penelitian ini diharapkan dapat memberikan informasi ilmiah mengenai pengaruh rute inokulasi buatan terhadap intensitas infeksi *A. galli* pada itik Mojosari (*Anas platyrhynchos domesticus*). Selain itu, penelitian ini diharapkan dapat menjadi referensi bagi mahasiswa, peneliti, dan praktisi di bidang parasitologi veteriner dalam pengembangan metode infeksi eksperimental serta sebagai dasar dalam perencanaan penelitian lanjutan terkait infeksi cacing saluran pencernaan pada unggas.

BAB II METODOLOGI PENELITIAN

2.1. Tempat dan Waktu

Penelitian ini dilaksanakan pada bulan Juni hingga Agustus 2025. Kegiatan penelitian meliputi aklimatisasi hewan coba berupa itik Mojosari, pemberian inokulasi buatan, serta pengambilan sampel feses itik yang dilakukan di salah satu peternakan milik masyarakat, yaitu Tallasaka *Farm*, Kelurahan Allepolea, Kecamatan Lau, Kabupaten Maros. Sementara itu, koleksi telur *A. galli*, proses embrionisasi telur *A. galli*, pembuatan sediaan inokulasi, serta perhitungan EPG dilakukan di Laboratorium Integrasi, Program Studi Kedokteran Hewan, Fakultas Kedokteran, Universitas Hasanuddin

2.2 Alat dan Bahan

Alat yang digunakan dalam penelitian ini disesuaikan dengan metode yang diterapkan pada setiap tahapan penelitian. Alat untuk pengambilan, penanganan, dan persiapan sampel meliputi timbangan digital, pinset, gunting, pisau bedah, kotak penyimpanan feses, botol semprot, saringan, cawan petri, mortar dan alu, serta ose. Alat-alat tersebut digunakan untuk koleksi telur *A. galli*, embrionisasi telur *A. galli*, dan pengambilan feses itik. Alat yang digunakan dalam pemeriksaan feses dan perhitungan EPG meliputi tabung reaksi, rak tabung reaksi, tabung sentrifus, pipet tetes, pipet mikro, gelas ukur, mesin sentrifugal, *object glass*, *cover glass*, dan mikroskop. Alat yang digunakan dalam proses inokulasi buatan meliputi spuit 3 mL, kanula, dan botol kaca, yang digunakan untuk pemberian inokulum telur *A. galli* melalui rute oral dan kloaka pada itik uji. Selain itu, alat penunjang penelitian meliputi *stopwatch*, kalkulator, kamera telepon genggam untuk dokumentasi, serta komputer yang digunakan untuk pencatatan dan pengolahan data hasil penelitian. Bahan yang digunakan dalam penelitian ini meliputi itik Mojosari (*Anas platyrhynchos domesticus*) berumur 3 minggu, cacing betina *A. galli*, feses yang mengandung telur nematoda *A. galli*, larutan NaCl 0,9%, *aquades*, larutan gula jenuh, pakan itik berupa pelet untuk itik usia di bawah 1 bulan dan campuran dedak–jagung untuk itik usia di atas 1 bulan, serta bahan antiseptik dan desinfektan yang digunakan selama proses penelitian.

2.3 Metode Penelitian

Penelitian ini merupakan penelitian eksperimental yang bertujuan membandingkan nilai EPG pada feses itik akibat variasi rute inokulasi buatan, yaitu inokulasi secara oral, kloaka, kombinasi oral–kloaka, serta kelompok kontrol tanpa inokulasi. Perbandingan nilai EPG diamati secara berkala untuk mengevaluasi efektivitas masing-masing rute inokulasi, sehingga penelitian ini termasuk dalam pendekatan kuantitatif. Selain itu, dilakukan identifikasi morfologi telur cacing yang ditemukan pada feses dilakukan sebagai data pendukung untuk memastikan jenis telur yang teramati sesuai dengan target parasit.

Hewan coba yang digunakan adalah itik Mojosari berumur 3 minggu dan dalam kondisi klinis sehat. Kriteria inklusi meliputi itik aktif, nafsu makan baik, serta

negatif telur nematoda pada pemeriksaan feses awal. Itik yang menunjukkan gejala sakit berat selama masa penelitian atau ditemukan positif telur nematoda pada pemeriksaan awal dikeluarkan dari penelitian.

Penentuan jumlah hewan coba pada penelitian ini didasarkan pada *Resource Equation Approach* (REA), yang umum digunakan pada penelitian eksperimental biomedis dan veteriner apabila data variasi populasi belum tersedia secara memadai. Prinsip REA menekankan bahwa jumlah derajat kebebasan galat (*error degrees of freedom*, E) harus berada pada rentang yang dapat diterima, yaitu $10 \leq E \leq 20$, agar hasil penelitian cukup reliabel tanpa menggunakan hewan secara berlebihan (Arifin dan Zahiruddin, 2017),

$$E = N - k = kn - k = k(n-1)$$

Keterangan:

E = derajat kebebasan galat

N = jumlah total hewan uji

k = Jumlah kelompok perlakuan

n = jumlah hewan uji tiap kelompok

Pada penelitian menggunakan 4 kelompok perlakuan ($k=4$). Dengan demikian, jumlah hewan uji per kelompok (n) dapat dihitung menggunakan persamaan:

$$n = \frac{E}{k} + 1$$

Berdasarkan nilai E minimum dan maksimum yang direkomendasikan, diperoleh perhitungan sebagai berikut:

$$\text{Minimum } n = \frac{10}{k} + 1 = \frac{10}{4} + 1 = 2,5 + 1 = 3,5 \approx 4$$

$$\text{Maksimum } n = \frac{20}{k} + 1 = \frac{20}{4} + 1 = 5 + 1 = 6$$

Berdasarkan hasil perhitungan tersebut, jumlah hewan uji yang dapat digunakan berkisar antara 4–6 ekor per kelompok. Pada penelitian ini dipilih jumlah minimum, yaitu 4 ekor itik Mojosari per kelompok, sehingga dengan 4 kelompok perlakuan digunakan total 16 ekor itik Mojosari sebagai hewan uji. Pembagian itik ke dalam kelompok perlakuan dilakukan secara acak sederhana. Setiap itik diberi tanda identitas agar tidak mengalami pertukaran saat dilakukan perlakuan.

2.4 Pelaksanaan Penelitian

2.4.1 Aklimatisasi Hewan Coba

Sebelum diberikan perlakuan, itik Mojosari (*Anas platyrhynchos domesticus*) berumur 3 minggu diaklimatisasi selama 7 hari untuk menyesuaikan kondisi fisiologis dan meminimalkan stres akibat perubahan lingkungan. Selama masa aklimatisasi, seluruh itik dipelihara dengan kondisi manajemen yang sama meliputi jenis pakan, pemberian air minum, kepadatan kandang, serta jadwal pemeliharaan. Setiap kelompok perlakuan dipelihara pada kandang terpisah berukuran 1,5 m × 1,5 m dengan jumlah 4 ekor/kandang, serta menggunakan peralatan pakan–minum dan

alat pembersih yang berbeda untuk meminimalkan kontaminasi silang. Pemilihan itik usia 3 minggu didasarkan pada kondisi sistem pencernaan yang telah berkembang secara fungsional, sementara sistem imun masih relatif belum matang, sehingga memungkinkan terbentuknya infeksi nematoda yang stabil dan terukur. Itik usia lebih muda, seperti *day-old duck* (DOD), tidak digunakan karena organ pencernaan dan daya tahan tubuhnya belum berkembang optimal (Feyera et al., 2022). Sebaliknya, itik usia lebih tua tidak dipilih karena sistem imun yang lebih mapan serta kemungkinan paparan parasit sebelumnya dapat menurunkan keberhasilan inokulasi dan meningkatkan variasi beban infeksi antarindividu (Khasanah dan Widiyono, 2025).

2.4.2 Koleksi Telur *Ascaridia galli*

Cacing *A. galli* betina dewasa dikoleksi dari lumen usus halus ayam yang terinfeksi secara alami dan diperoleh dari pedagang ayam di pasar tradisional Daya, Makassar. Usus dibedah secara longitudinal, kemudian cacing betina dipisahkan dan diidentifikasi sebagai *A. galli* berdasarkan karakter morfologi. Cacing betina yang telah teridentifikasi ditempatkan pada cawan petri berisi ± 2 mL larutan NaCl 0,9%. Untuk memperoleh telur, bagian posterior cacing betina dipotong, kemudian uterus ditekan perlahan menggunakan ose hingga telur keluar dan bercampur dengan larutan. Suspensi telur kemudian disaring untuk memisahkan debris jaringan dan dicuci berulang menggunakan NaCl 0,9% hingga diperoleh suspensi telur yang relatif bersih. Suspensi telur yang diperoleh diamati secara mikroskopis secara cepat untuk memastikan telur dalam kondisi utuh sebelum dilanjutkan ke tahap embrionisasi (Mubarakah et al., 2019).

2.4.3 Embrionasi Telur *Ascaridia galli*

Embrionisasi telur *A. galli* dilakukan dengan mengumpulkan telur yang telah dibersihkan sebagai endapan, kemudian disuspensikan dalam larutan NaCl 0,9% dan dihomogenkan secara perlahan di dalam cawan petri. Suspensi telur diinkubasi pada suhu ruang (26–28 °C) selama ± 10 –14 hari. Penutup cawan petri diletakkan secara longgar untuk memungkinkan aerasi selama proses inkubasi. Selama periode inkubasi, kultur diperiksa secara berkala untuk memastikan kondisi inkubasi tetap mendukung perkembangan embrio. Progres embrionisasi dievaluasi melalui pemeriksaan mikroskopis, dan telur dinyatakan mencapai stadium infeksi (*larvated egg*) apabila telah terbentuk larva yang jelas dan motil di dalam telur (Sharma et al., 2017).

2.4.4 Pembuatan Sediaan Inokulasi

Seluruh cawan petri yang berisi suspensi telur dibilas menggunakan larutan NaCl 0,9%, kemudian seluruh bilasan dari masing-masing cawan dikumpulkan ke dalam tabung reaksi. Selanjutnya, isi seluruh tabung reaksi disatukan dalam satu botol steril sebagai stok suspensi telur. Penyesuaian konsentrasi telur dilakukan hingga mencapai 500 telur/mL (Feyera et al., 2026). Konsentrasi inokulum tersebut ditetapkan untuk memperoleh dosis inokulasi yang terstandar dan memudahkan pemberian volume yang konsisten pada setiap itik. Konsentrasi ini dipilih sebagai dosis moderat yang diharapkan cukup menghasilkan infeksi paten sehingga EPG dapat terdeteksi dan dihitung, serta menghindari dosis terlalu rendah yang berisiko

menghasilkan EPG negatif maupun dosis terlalu tinggi yang dapat meningkatkan risiko gangguan klinis (Luna-Olivares et al., 2015). Penentuan konsentrasi awal dilakukan dengan mengambil aliquot 0,1 mL dari suspensi stok yang telah dihomogenkan, kemudian jumlah telur dihitung di bawah mikroskop dengan pembesaran 40x untuk memperoleh nilai telur per mililiter. Apabila konsentrasi telur lebih tinggi dari target, suspensi diencerkan menggunakan larutan NaCl 0,9% hingga mencapai konsentrasi yang diinginkan. Sebaliknya, apabila konsentrasi telur lebih rendah dari target, suspensi didiamkan beberapa saat hingga telur mengendap, kemudian sebagian supernatan NaCl diambil secara hati-hati untuk meningkatkan konsentrasi telur, dan endapan telur disuspensikan kembali hingga mencapai konsentrasi yang diinginkan. Setelah konsentrasi telur tercapai, suspensi telur disimpan pada suhu ± 4 °C hingga digunakan pada prosedur inokulasi (Devyatov et al., 2023).

2.4.5 Pemberian Inokulasi Buatan

1. Inokulasi Rute Oral

Pemberian inokulasi buatan melalui rute oral dilakukan dengan memberikan suspensi telur *A. galli* stadium infeksi secara langsung ke saluran pencernaan itik. Suspensi telur yang telah distandarkan pada konsentrasi 500 telur/mL disiapkan terlebih dahulu dan dihomogenkan secara perlahan sebelum digunakan. Itik diposisikan secara hati-hati untuk meminimalkan stres dan memastikan stabilitas selama prosedur. Selanjutnya, suspensi telur diinokulasikan melalui mulut menggunakan spuit yang dihubungkan dengan kanula, yang dimasukkan perlahan hingga mencapai esofagus untuk memastikan suspensi masuk langsung ke saluran pencernaan. Volume suspensi yang diberikan disesuaikan dengan dosis yang telah ditetapkan per ekor. Setelah inokulasi, itik dikembalikan ke kandang pemeliharaan dan diamati secara singkat untuk memastikan tidak terjadi gangguan pascapemberian. Rute oral dipilih karena merepresentasikan jalur penularan alami *A. galli* melalui konsumsi telur infeksi bersama pakan atau air, serta telah digunakan secara luas dalam model infeksi eksperimental nematoda gastrointestinal pada unggas (Sharma et al., 2017).

2. Inokulasi Rute Kloaka

Inokulasi buatan melalui rute kloaka dilakukan untuk mengantarkan suspensi telur *A. galli* secara langsung ke bagian distal saluran pencernaan sehingga mengurangi pengaruh proses pencernaan bagian proksimal dan memungkinkan pemberian dosis yang terkontrol. Suspensi telur *A. galli* yang telah distandarkan pada konsentrasi 500 telur/mL, kemudian dihomogenkan sebelum digunakan. Itik diposisikan dengan lembut untuk memfasilitasi akses ke kloaka tanpa menimbulkan stres atau cedera, kemudian kanula dimasukkan perlahan melalui kloaka. Setelah inokulasi, itik diamati selama 10–15 menit untuk memastikan tidak terjadi trauma atau keluarnya kembali suspensi telur. Rute kloaka digunakan untuk mengantarkan inokulum sedekat mungkin ke saluran cerna distal tanpa melalui saluran cerna bagian atas (Permin et al., 2003).

3. Inokulasi dengan Rute Gabungan Oral dan Kloaka

Inokulasi *A. galli* dengan rute gabungan dilakukan dengan membagi dosis inokulum

secara proporsional antara rute oral dan kloaka. Suspensi telur *A. galli* disiapkan dengan konsentrasi 500 telur/mL dan dihomogenkan sebelum digunakan. Selanjutnya, inokulum dibagi secara proporsional dengan mengambil masing-masing 0,5 mL suspensi untuk pemberian melalui rute oral dan 0,5 mL suspensi untuk pemberian melalui rute kloaka, sehingga setiap rute menerima 250 telur dan total dosis inokulasi yang diberikan pada setiap hewan uji tetap sebesar 500 telur. Rute gabungan ini digunakan untuk mengombinasikan karakteristik rute oral yang merepresentasikan jalur infeksi alami dan rute kloaka yang mengantarkan inokulum ke saluran cerna distal tanpa melalui saluran cerna bagian atas, sehingga diharapkan pemberian inokulum lebih terkontrol. Metode ini merupakan modifikasi dari prosedur yang dilaporkan oleh Sharma et al. (2017) untuk inokulasi oral dan Permin et al. (2003) untuk inokulasi melalui kloaka. Setelah perlakuan inokulasi, itik diamati selama beberapa menit untuk memastikan tidak terjadi trauma maupun respons abnormal akibat prosedur inokulasi.

2.4.6 Pengambilan Feses Itik

Sampel feses dikoleksi dari tiap itik dengan mengambil feses segar pada itik. Feses diambil 3-5 gram kemudian disimpan ke dalam wadah sampel. Wadah sampel kemudian diberi label yang disesuaikan dengan pendataan saat pengambilan sampel. Sampel kemudian dikemas dan diperiksa di Laboratorium Integrasi, Program Studi Kedokteran Hewan, Fakultas Kedokteran, Universitas Hasanuddin untuk dilakukan perhitungan EPG.

2.4.7 Perhitungan Egg Per Gram (EPG)

Perhitungan EPG dilakukan menggunakan metode Wisconsin. Preparat yang dihasilkan dari metode Wisconsin diperiksa menggunakan mikroskop cahaya, proses identifikasi morfologi telur dan penghitungan telur dilakukan secara bersamaan. Preparat diamati secara sistematis menggunakan objektif 10× untuk mendeteksi keberadaan telur, kemudian dilakukan konfirmasi morfologi pada pembesaran 40× untuk memastikan bahwa telur yang terhitung merupakan telur *A. galli*. Identifikasi didasarkan pada ciri morfologi utama, meliputi bentuk telur, ketebalan dan permukaan dinding telur, serta ukuran telur sesuai dengan deskripsi morfologi *A. galli* (Singh et al., 2023).

Metode Wisconsin dilakukan dengan menimbang sebanyak 2 gram feses, kemudian ditambahkan 15 mL *aquades* dan dihomogenkan. Suspensi feses selanjutnya disaring untuk memperoleh filtrat, yang dimasukkan ke dalam tabung sentrifus dan disentrifugasi selama 5 menit dengan kecepatan 1500 rpm. Setelah sentrifugasi, supernatan dibuang secara hati-hati, sedangkan endapan disuspensikan kembali menggunakan larutan flotasi berupa larutan gula jenuh (berat jenis 1.2) hingga mencapai volume akhir 15 mL dan membentuk meniskus pada bibir tabung. *Cover glass* diletakkan pada bibir tabung dan dibiarkan selama 5 menit agar telur naik dan menempel pada permukaan *cover glass*. *Cover glass* kemudian diangkat secara perlahan dan diletakkan di atas *object glass* untuk pemeriksaan mikroskopis. Seluruh area preparat diamati secara sistematis, dan jumlah telur *A. galli* yang teridentifikasi dihitung. Nilai EPG ditentukan berdasarkan jumlah telur yang terhitung pada *cover glass* dibagi dengan berat feses yang diperiksa (Zajac et al.,

2021). Rumus perhitungan nilai EPG yaitu:

$$\text{EPG} = \frac{\text{Jumlah telur terhitung pada coverslip}}{\text{gram feses}}$$

2.5 Analisis Data

Analisis data dalam penelitian ini dilakukan secara kuantitatif dan deskriptif. Data kuantitatif berupa nilai EPG telur *A. galli* dalam feses itik pada setiap waktu pengamatan untuk masing-masing kelompok perlakuan dianalisis dengan menghitung nilai rerata dan simpangan baku (*Mean* $\pm$ *SD*), kemudian disajikan dalam bentuk tabel dan grafik. Sebelum dilakukan analisis perbedaan antar kelompok, data EPG diuji kenormalannya menggunakan uji Shapiro–Wilk dan diuji homogenitas variansnya menggunakan uji Levene. Karena data tidak memenuhi asumsi analisis parametrik, perbedaan nilai EPG antar kelompok perlakuan dianalisis menggunakan uji non-parametrik Kruskal–Wallis, yang selanjutnya dilanjutkan dengan uji Mann–Whitney sebagai uji lanjut (*post hoc*) untuk mengetahui perbedaan antar pasangan kelompok perlakuan. Analisis deskriptif dilakukan terhadap hasil identifikasi morfologi telur *A. galli* yang ditemukan pada preparat pemeriksaan feses untuk memastikan jenis telur yang teridentifikasi. Selain itu, nilai EPG yang diperoleh diklasifikasikan ke dalam derajat intensitas infeksi berdasarkan standar kisaran EPG dan disajikan dalam bentuk tabel sebagai dasar deskripsi tingkat keparahan infeksi pada masing-masing kelompok perlakuan.

Tabel 1. Derajat infeksi telur cacing (Seran et al., 2024).

Nilai	Kategori
<500 EPG	Ringan
500-1000 EPG	Sedang
>1000 EPG	Berat