

PIANO REGIONALE DI MONITORAGGIO
DELLA TRICHINELLOSI NELLA FAUNA
SELVATICA

Introduzione

La trichinellosi è una malattia a carattere zoonosico sostenuta da un nematode parassita del genere *Trichinella*. Questo nematode può infestare una grande varietà di mammiferi (uomo compreso) e di volatili. Ne esistono infatti svariate specie ognuna con ospiti preferenziali e con diverse aree di distribuzione.

TASSONOMIA	
REGNO	ANIMALIA
PHYLUM	NEMATHELMINTHE
CLASSE	ENOPLEA
ORDINE	TRICHURIDA
FAMIGLIA	TRICHINELLIDAE
SUPERFAMIGLIA	TRICHUROIDEA
GENERE	TRICHINELLA

Le specie più comuni sono:

Specie	Genotipo	Ospite	Distribuzione
<i>T. spiralis</i>	T1	Mammiferi	Cosmopolita
<i>T. nativa</i>	T2	Mammiferi	Regioni Artiche e subartiche dell' America, Europa ed Asia
	T6	Mammiferi	Regioni Artiche e subartiche dell' America
<i>T. britovi</i>	T3	Mammiferi	Zone temperate dell' Europa e dell' Asia, nord e ovest dell' Africa
	T8	Mammiferi	Sud Africa and Namibia
<i>T. pseudospiralis</i>	T4	Mammiferi ed uccelli	Cosmopolita
<i>T. murrelli</i>	T5	Mammiferi	Aree temperate del nord America
	T9	Mammiferi	Giappone
<i>T. nelsoni</i>	T7	Mammiferi	Est e sud dell' Africa
<i>T. papuae</i>	T10	Mammiferi e rettili	Papua Nuova Guinea
<i>T. zimbabwensis</i>	T11	Mammiferi e rettili	Sud del Sahara Africa

L'infestazione può avvenire attraverso l'ingestione di carni infette contenenti cisti (larve incistate) di *Trichinella*. Le larve si riattivano dopo l'esposizione agli acidi gastrici e si sviluppano a livello dell'intestino tenue dove divengono adulti. Dopo l'accoppiamento i maschi muoiono mentre le femmine iniziano a deporre larve che attraverso la via linfoematogena raggiungono i muscoli scheletrici nei quali penetrano e si accrescono assumendo una tipica posizione spiralizzata. Le larve sono in questo stato infestanti e possono rimanere così per anni. Il ciclo ricomincia quando le larve sono ingerite da un altro ospite.

Le modalità di sopravvivenza della *Trichinella* si basano su un ciclo silvestre e un ciclo urbano. Nel ciclo silvestre sono interessati vari animali selvatici che si infestano cibandosi di animali o di carogne infestate e permettono così il perpetuarsi del ciclo.

Nel ciclo urbano, che vede coinvolto anche l'uomo, sono invece interessati gli animali domestici che si infestano alimentandosi per lo più con rifiuti o con il contatto con carogne contenenti larve: solitamente dal ciclo silvestre avviene una introduzione del parassita nel ciclo urbano specie quando è agevole il contatto tra animali selvatici e domestici.

Le specie maggiormente implicate nella Trichinellosi nel nostro paese sono la *T. britovi* (presente sul nostro territorio) e *T. Spiralis* (isolata per lo più in animali importati).

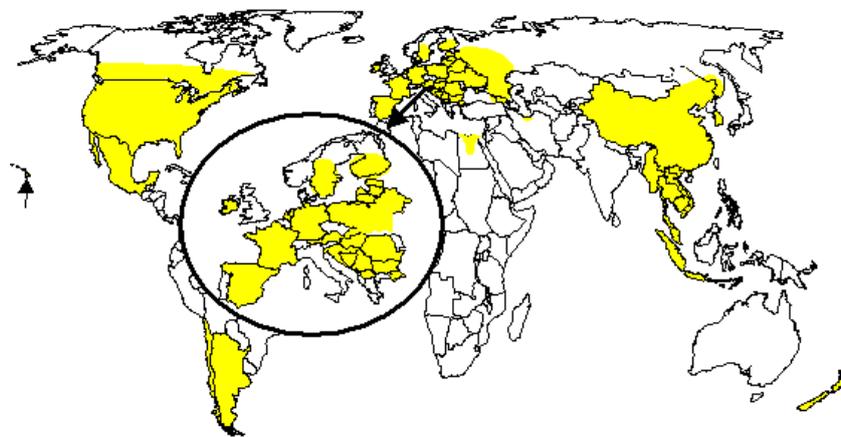


Fig 1. Mappa mondiale che mostra la distribuzione della *Trichinella spiralis* (in giallo). LA distribuzione è fortemente influenzata dall'uomo che passivamente introduce il parassita nel nord, centro e sud America, Nuova Zelanda ed Egitto.

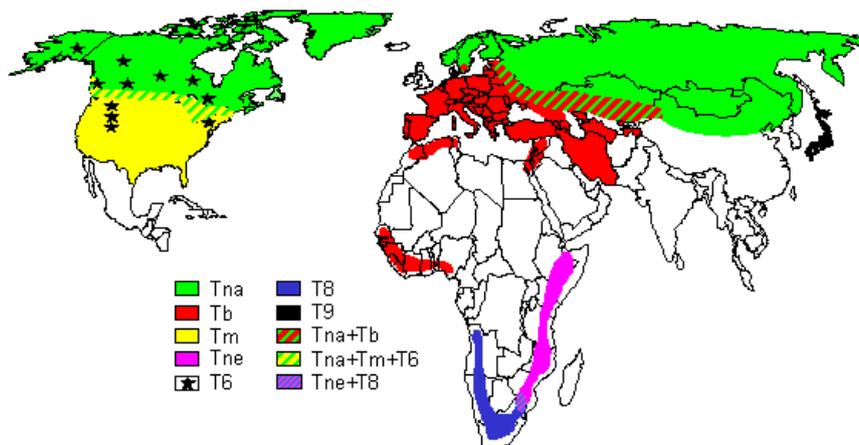


Fig 2 Mappa mondiale che mostra le aree di distribuzione di *Trichinella nativa* (Tna), *Trichinella britovi* (Tb), *Trichinella murrelli* (Tm), *Trichinella nelsoni* (Tne), *Trichinella* T6 (T6), *Trichinella* T8 (T8) and *Trichinella* T9 (T9). In alcune regioni le aree di distribuzione delle specie incapsulate e dei genotipi si sovrappongono.

Dai dati bibliografici sembra che la volpe svolga il ruolo di animale serbatoio per la *T. Britovi* che può eventualmente trasmettersi ai suidi (domestici e selvatici) e al cavallo attraverso il contatto con carogne infestate ed infine trasmettersi all'uomo. I roditori possono divenire fonte di contaminazione per gli animali domestici nel caso di *T. spiralis* alla quale sono molto sensibili.

L'uomo può infettarsi consumando carni crude o poco cotte di animali infestati. I focolai di Trichinellosi in Europa negli ultimi anni hanno riguardato carni di **suino**, di **cinghiale** (**selvaggina** in genere) e di **cavallo** che vengono infatti considerate, anche dalla normativa vigente, come specie a rischio di trasmissione di Trichine.

Il rischio è legato principalmente a quegli animali che vengono allevati allo stato brado o in piccole aziende dove quindi è più facile la possibilità di contatto con gli animali selvatici ossia le specie serbatoio.

Casi di Trichinellosi umana dovuti al consumo di carni, provenienti da animali allevati in impianti industriali, sono estremamente rari.

Non tutte le specie di *Trichinella* hanno la stessa patogenicità per l'uomo. La normativa vigente suggerisce diverse modalità di congelamento, secondo criteri combinati di temperatura/durata, in grado di inattivare eventuali larve presenti nel parenchima muscolare.

Tuttavia è ormai noto che alcune specie sono più resistenti rispetto ad altre e soprattutto che la loro resistenza varia anche in base all'ospite; secondo un parere dell'EFSA alcune specie di trichinella, presenti nella selvaggina e nei cavalli, potrebbero resistere al congelamento secondo le modalità adottate nella normativa vigente e costituire un potenziale pericolo nella diffusione della patologia.

I processi di affumicatura, salatura o essiccamento non sono metodi sicuri per la sanificazione delle carni e ciò spiega il perché della segnalazione di numerosi focolai di trichinellosi a seguito del consumo di insaccati o altri prodotti a base di carne.

Il modo migliore per inattivare completamente la *Trichinella* è la cottura delle carni, già il raggiungimento a cuore di 70°C per pochi minuti risultano efficaci alla distruzione delle larve.

Obiettivo del piano

Il piano regionale di monitoraggio della fauna selvatica viene svolto allo scopo di avere informazioni sulla diffusione della trichinellosi negli animali selvatici.

Il piano viene svolto in accordo tra l'Istituto Zooprofilattico Sperimentale del Mezzogiorno (IZSM) ed i Servizi Veterinari delle Aziende Sanitarie Locali, commissionato dall'Assessorato alla Sanità della Regione Campania è coordinato dall'Osservatorio Regionale per la Sicurezza Alimentare (ORSA) il quale si avvale della consulenza tecnica dell'Istituto Gestione della Fauna (IGF).

Schema organizzativo del piano

Il piano di monitoraggio ha una durata annuale ed è organizzato in quattro fasi:

1. Identificazione degli animali selvatici da campionare;
2. Formazione ed informazione ai cacciatori;
3. Analisi dei campioni;
4. Analisi e reporting dei dati analitici.

Fase 1: Identificazione degli animali selvatici da campionare

Saranno oggetto di campionamento:

- 1.1 Animali provenienti dall'attività venatoria;
- 1.2 Carcasse o parti di animali ritrovati morti e consegnati tramite Centri di Recupero della Fauna Selvatica, Corpo Forestale dello Stato, Coordinamento Territoriale Ambientale (CTA) dei Parchi Nazionali, Guardie Provinciali, Cacciatori, ecc..

1.1 Animali provenienti dall'attività venatoria

Cinghiale (*Sus scrofa*)

La caccia al cinghiale in Campania è regolata anno per anno attraverso il "Calendario Venatorio" promulgato dall'Assessorato Agricoltura ed Attività Produttive, A.G.C. Sviluppo Attività Settore Primario, Settore Caccia e Pesca, in base all'art. 49 della L.R. 15/2002 e dell'art. 16 della L.R. 8/96.

Dai dati forniti dall'IGF, nell'anno 2007/2008, in Campania risultavano operative, circa 274 squadre di cacciatori per cinghiale, fatta eccezione per la provincia di Napoli che non ha mai avuto squadre iscritte. Sulla base del regolamento venatorio che concede ad ogni squadra 2 cinghiali a battuta per due giorni a settimana, a carniere pieno, si può ipotizzare un abbattimento di circa 6.500 cinghiali annui.

In realtà, tale valore, sulla base del numero dei cinghiali dichiarati abbattuti in alcune province, si riduce almeno della metà.

Il Regolamento 2075/2007 allegato III capitolo 2 lettera d recita come di seguito“...*il programma di monitoraggio prevede un campionamento di un ampio numero di animali e il prelievo di campioni di carne quanto più ampio possibile...*” pertanto l’attivazione del piano di monitoraggio stabilisce per il primo anno un numero minimo di campioni pari a 4 cinghiali adulti (di oltre dodici mesi di età) cacciati per ciascuna squadra (circa 1096 campioni); tale numero di campioni può essere soggetto ad incremento sia nell’anno in corso che negli anni successivi.

Dagli animali abbattuti nel corso dell’attività venatoria saranno prelevati:

- almeno 150 grammi di tessuto muscolare;
- e ove possibile due provette di sangue per l’esecuzione di esami sierologici.

Il campione di tessuto muscolare, eseguito dal caposquadra o da persona adeguatamente formata, deve essere prelevato preferibilmente dal diaframma (zona di transizione tra parte muscolare e tendinea) o dal muscolo dell’arto anteriore o essere costituito dall’**intera** lingua.

I campioni così ottenuti dovranno essere conservati in bustine o contenitori adeguatamente chiusi e conferiti, al più presto, o direttamente alla sezione provinciale dell’Istituto Zooprofilattico Sperimentale o al Servizio Veterinario delle AA.SS.LL. territorialmente competenti. Ciascun campione dovrà essere accompagnato dal verbale di campionamento ([Allegato I](#)) correttamente compilato in ogni sua parte e sottoscritto dal caposquadra.

In considerazione del calendario venatorio per l’annata 2008-2009, che prevede le battute di caccia al cinghiale nei giorni di giovedì e domenica, è consentito il conferimento dei campioni il lunedì successivo previo mantenimento degli stessi a temperatura di refrigerazione (0°- 4°C).

Nel caso di battute di caccia in aziende faunistiche venatorie e agrituristiche venatorie che possono avvenire in due diversi giorni della settimana, il conferimento dei campioni verrà fatto il primo giorno utile successivo alla battuta previa adeguata conservazione degli stessi.

I campioni pervenuti alle AA.SS.LL. territoriali e alle sezioni dell’ IZSM Benevento e Caserta dovranno essere trasferiti alla sezione di Avellino dove si effettueranno le analisi.

Tutti i campioni della provincia di Salerno verranno analizzati presso la sezione dell' IZSM di Salerno.

Volpe (*Vulpes vulpes*).

La volpe è considerata il migliore indicatore della presenza di trichinella.

I soggetti abbattuti nel corso dell'attività venatoria, nell'ambito dei piani di controllo o rinvenuti morti saranno conferiti interi o in parti, per l'esame per trichinella. I campioni di tessuto muscolare (lingua, masseteri, tibiale anteriore, estensori del metacarpo, pilastri del diaframma), prelevati da persona adeguatamente formata o da personale qualificato, dovranno essere conservati in bustine o contenitori adeguatamente chiusi e conferiti al più presto alla sezione competente dell'Istituto Zooprofilattico Sperimentale o al Servizio Veterinario della A.S.L.. I campioni che non potranno essere immediatamente conferiti dovranno essere mantenuti a temperatura di refrigerazione (0°-4°C).

I campioni pervenuti alle AA.SS.LL territoriali e alle sezioni dell' IZSM di Benevento e Caserta dovranno essere trasferiti alla sezione di Avellino dove si effettueranno le analisi. Tutti i campioni della provincia di Salerno verranno analizzati presso la sezione dell' IZSM di Salerno.

Ciascun campione dovrà essere accompagnato dal verbale di campionamento ([Allegato II](#)) correttamente compilato in ogni sua parte e sottoscritto dal cacciatore o dal caposquadra.

I soggetti abbattuti dovranno preferibilmente provenire dai comuni ad alta densità di suini.

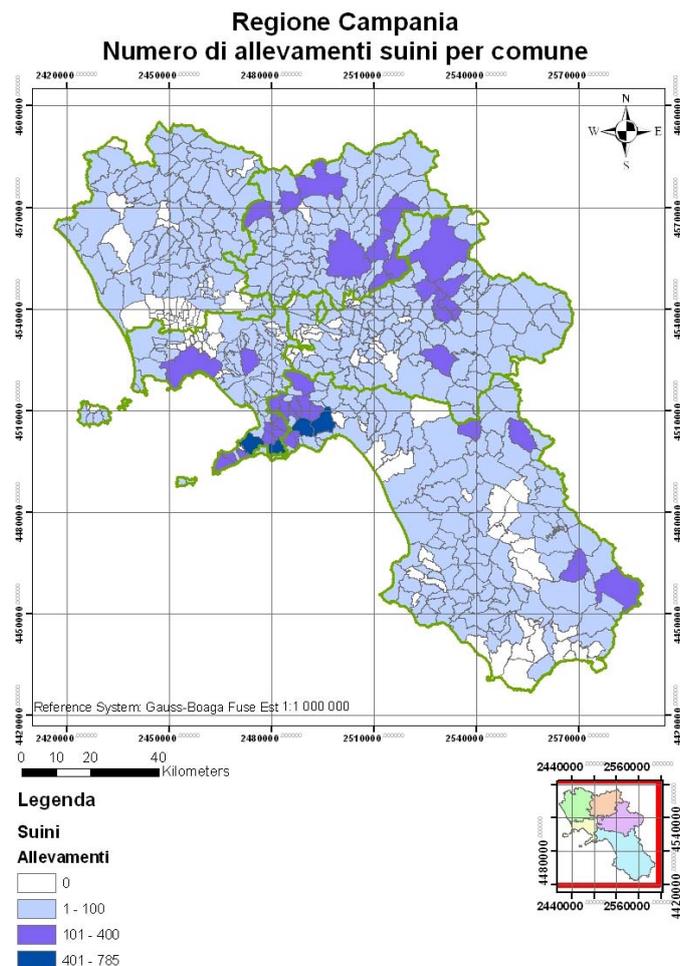


Fig. 3 : numero di allevamenti suini per comune

1.2 Animali provenienti dai centri di recupero della fauna selvatica e/o parchi naturali

I servizi Veterinari delle AA.SS.LL. trasmettono il presente piano ad ogni CRAS e ai parchi presenti sul territorio di propria competenza e prendono accordi con il Responsabile dei Centri ed il responsabile sanitario individuato ai sensi delle direttive regionali vigenti, al fine di stabilire le modalità di conferimento dei materiali oggetto del piano.

In generale, dovrà essere conferito intero ai servizi veterinari o agli IZS :

- ❑ qualsiasi capo di specie selvatica a vita libera se rinvenuto morto o deceduto poco dopo il recupero sul territorio regionale per causa non facilmente definibile (es non cuccioli/ nidiacei, impatti, investimenti, bracconaggio, folgorazioni) e non correlabile agli interventi medici attuati (anestesia, terapia, alimentazione forzata etc);

- ❑ ungulati selvatici rinvenuti morti o deceduti poco dopo il ricovero che hanno manifestato segni di alterato stato di salute;
- ❑ carnivori selvatici Volpe/ Tasso/Faina pervenuti morti o deceduti dopo il recupero;
- ❑ Corvidi rinvenuti morti o deceduti;
- ❑ rapaci diurni e notturni delle seguenti specie Allocco (*Strix aluco*), Barbagianni (*Tyto alba*), Civetta (*Athene noctua*), Poiana (*Buteo buteo*) deceduti nei CRAS o parchi o rinvenuti morti.

Allo stesso modo si informerà dell'attivazione del Piano di Monitoraggio il Corpo Forestale, il CTA e le Guardie Provinciali che provvederanno a loro volta all'invio degli animali rinvenuti morti.

Ciascun campione dovrà essere accompagnato dal verbale di campionamento [Allegato III](#) correttamente compilato in ogni sua parte e sottoscritto dal cacciatore o dal caposquadra

Fase 2: Formazione ed informazione ai cacciatori

Secondo quanto previsto dal Regolamento 853/2004 *“Le persone che cacciano selvaggina selvaticadevono disporre di sufficienti nozioni in materia di patologie della selvaggina.....”*

“.....è sufficiente se almeno una persona tra i componenti di un gruppo di cacciatori dispone delle suddette nozioni.....”

La formazione deve essere tale da garantire all'autorità competente che i cacciatori dispongano delle nozioni relative:

- a) anatomia, fisiologia ed etologia della selvaggina selvatica;
- b) comportamenti anomali e modificazioni patologiche riscontrabili nella selvaggina selvatica a seguito di malattie, contaminazioni ambientali o altri fattori che possono incidere sulla salute umana dopo il consumo;
- c) norme igienico-sanitarie e tecniche adeguate per la manipolazione, il trasporto, l'eviscerazione ecc. di capi di selvaggina selvatica dopo l'abbattimento;
- d) disposizioni legislative ed amministrative concernenti le condizioni di sanità e igiene pubblica e degli animali per la commercializzazione della selvaggina selvatica.

A tal fine nel piano si predispone che vengano organizzati una serie di incontri da realizzarsi nelle diverse province Campane.

L'attività di formazione sarà rivolta in primo luogo ai capisquadra e cacciatori che si sono registrati presso gli uffici della propria provincia per l'attività venatoria 2008/2009.

La giornata di formazione si terrà appena prima dell'inizio della stagione venatoria e verterà sui seguenti argomenti:

- problematiche sanitarie legate alla trichinosi;
- sicurezza alimentare;
- descrizione del piano di monitoraggio e ripartizione dei compiti;
- tecniche di prelievo, conservazione e trasporto di campioni dagli animali abbattuti.

Il coinvolgimento dei portatori d'interesse ha lo scopo di rendere più efficienti le attività di prevenzione ed il successo di eventuali piani di monitoraggio.

L'informazione prevede le seguenti azioni:

- a) divulgazione d'informazioni di base sulla Trichinellosi e le possibili conseguenze ad esse associate;
- b) realizzazione e distribuzione di depliant;
- c) divulgazione di notizie attraverso il sito web di ORSA dove saranno raccolti i dati di monitoraggio e le azioni svolte dalle Autorità competenti.

Inoltre, si prevede l'organizzazione di incontri formativi, durante il periodo di chiusura della caccia, rivolti a personale competente (servizio sanitario-corpo forestale) al fine di diffondere informazioni utili sulle attività che vengono svolte dai gruppi di lavoro e di aggiornare il personale circa eventuali aggiornamenti di carattere scientifico/normativo.

L'organizzazione degli incontri di formazione sarà curata dalla Sezione dell'IZS di Avellino (referente CERMAS per l'IZSM) in collaborazione con l'IGF .

FASE 3: Analisi dei campioni

I campioni pervenuti all'IZSM saranno analizzati, secondo quanto stabilito dal Regolamento CE n..2075/2005 del 5 dicembre 2005 – Allegato 1 Capitolo 1.

Il metodo di riferimento è il *metodo dell'agitatore magnetico con digestione artificiale di campioni aggregati* [Allegato IV](#).

FASE 4 Analisi e reporting dei dati analitici

I dati analitici e le schede di accompagnamento campione saranno inviati dai laboratori direttamente all'ORSA che provvederà all'elaborazione degli stessi.

L'analisi dei dati ed i risultati ottenuti dall'attività di monitoraggio saranno presentati entro agosto dell'anno successivo al Settore Veterinario della Regione Campania e pubblicati sul sito dell'ORSA.

ALLEGATO I

REGIONE CAMPANIA PIANO REGIONALE DI MONITORAGGIO DELLA TRICHINELLOSI NELLA FAUNA SELVATICA

SCHEDA CONFERIMENTO CAMPIONI - CINGHIALI

Data prelievo : ___/___/___

Data di consegna ___/___/___

Località del prelievo : _____ Comune : _____

Prelevatore : _____ Qualifica : _____

Campione consegnato : AA.SS.LL. prov. _____

IZSM sezione di _____

Dati campione:

- Sesso : M F

- Animale Abbattuto Rinvenuto morto

- Segni clinici rilevati : Imbrattamento perineo
 Scolo nasale
 Sintomatologia nervosa
 Fratture ossee e/o malformazioni scheletriche
 alterazioni della cute (descrivere _____)

- Campione prelevato : Diaframma (150gr.) Lingua (intera) Tibiale anteriore
 Refrigerato (0°-4°) Congelato
 Siero (*per esami sierologici*) n. provette _____

Osservazioni :

Firma

ALLEGATO II

REGIONE CAMPANIA

**PIANO REGIONALE DI MONITORAGGIO DELLA TRICHINELLOSI NELLA FAUNA
SELVATICA**

SCHEDA CONFERIMENTO CAMPIONI - VOLPE

Data prelievo : ___/___/___

Data di consegna ___/___/___

Località del prelievo : _____ Comune : _____

Prelevatore : _____ Qualifica : _____

Campione consegnato : AA.SS.LL. prov. _____

IZSM sezione di _____

Dati campione

• Sesso : M F

• Animale Abbattuto Rinvenuto morto

• Segni clinici rilevati : Imbrattamento perineo
 Scolo nasale
 Sintomatologia nervosa
 fratture ossee e/o malformazioni scheletriche
 alterazioni della cute (descrivere _____)

• Campione prelevato : Carcassa intera
 Diaframma Lingua (intera) Tibiale anteriore
 Masseteri Estensori del metacarpo

Refrigerato (0°-4°) Congelato

Osservazioni :

Firma

ALLEGATO III

REGIONE CAMPANIA

**PIANO REGIONALE DI MONITORAGGIO DELLA TRICHINELLOSI NELLA FAUNA
SELVATICA**

**SCHEDA CONFERIMENTO CAMPIONI –
Animali provenienti da CENTRI DI RECUPERO e/o PARCHI NATURALI**

Data prelievo : ___/___/_____

Data di consegna ___/ ___/ _____

Località del prelievo : _____ Comune : _____

Prelevatore : _____ Qualifica : _____

Campione consegnato : AA.SS.LL. prov. _____

IZSM sezione di _____

Dati campione

- Specie : - Ungulato selvatico (_____)
- Carnivoro selvatico (Tasso Faina altro _____)
- Rapaci diurni e notturni (Allocco Barbagianni Civetta Poiana
 altro _____)

- Animale Abbattuto Rinvenuto morto

- Segni clinici rilevati :

- Campione prelevato : Carcassa intera
 Altro _____

Refrigerato (0°-4°) Congelato

Osservazioni :

Firma

ALLEGATO IV

Metodo dell'agitatore magnetico con digestione artificiale di campioni aggregati

1. Attrezzature e reagenti

- a) coltello o forbici e pinzette per il prelievo di campioni;
- b) vassoi suddivisi in 50 riquadri, ciascuno dei quali può contenere campioni di carne del peso di circa 2 g, ovvero altri strumenti che diano pari garanzie per quanto riguarda la tracciabilità dei campioni;
- c) miscelatore dotato di lama sminuzzatrice affilata. Qualora i campioni superino i 3 g, occorre usare un tritacarne con fori di 2-4 mm ovvero delle forbici. In caso di carni congelate o lingua (dopo rimozione dello strato superficiale che non può essere digerito), occorre utilizzare un tritacarne e aumentare notevolmente le dimensioni del campione;
- d) un agitatore magnetico con piastra di riscaldamento dotata di termostato, con barrette per rimescolare rivestite in teflon e della lunghezza approssimativa di 5 cm;
- e) imbuto di separazione conici in vetro, da 2 litri minimo, preferibilmente con tappo di sicurezza in teflon;
- f) supporti, anelli e morsetti;
- g) setacci, dimensioni della maglia 180 micron, diametro esterno 11 cm, con maglie in acciaio inossidabile;
- h) imbuto, diametro interno non inferiore ai 12 cm, per sostenere il setaccio;
- i) becher in vetro con capacità di 3 litri;
- j) cilindri graduati in vetro, con capacità fra 50 e 100 ml, o provette da centrifuga;
- k) trichinoscopio dotato di tavola orizzontale o stereomicroscopio con fonte luminosa proveniente dal basso e ad intensità regolabile;
- l) diverse scatole di Petri di 9 cm di diametro (da utilizzare con lo stereomicroscopio) contrassegnate nella parte inferiore con una suddivisione in riquadri di 10 × 10 mm per mezzo di un marcatore appuntito;
- m) vaschetta per il conteggio delle larve (da utilizzare con un trichinoscopio), costituita da lamina acrilica dello spessore di 3 mm, con le seguenti caratteristiche:
 - i) fondo della vaschetta: 180 × 40 mm, suddivisi in riquadri,
 - ii) lati: 230 × 20 mm,
 - iii) estremità: 40 × 20 mm. Il fondo e le estremità devono essere fissati tra le parti laterali, in modo da formare due piccole impugnature. La parte superiore del fondo dovrà essere

sollevata di 7-9 mm rispetto alla base formata dalle parti laterali e dalle estremità. Le lamine dovranno essere fissate tra di loro con una colla adatta al materiale;

- n) foglio d'alluminio;
- o) acido cloridrico al 25 %;
- p) pepsina, concentrazione: 1:10 000 NF (US National Formulary), corrispondente a 1: 12 500 BP (British Pharmacopoea), corrispondente a 2 000 FIP (Fédération internationale de pharmacie);
- q) acqua di rubinetto riscaldata a 46-48 oC;
- r) bilancia di precisione tarata almeno a 0,1 g;
- s) vaschette metalliche, con capacità di 10-15 litri per la raccolta del succo digestivo rimanente;
- t) pipette di dimensioni diverse (1, 10 e 25 ml), con relativi supporti;
- u) termometro calibrato allo 0,5 oC per temperature fra 1 e 100 oC;
- v) tubo di aspirazione per acqua di rubinetto.

2. Procedura

1. Gruppi completi di campioni (100 g di campioni alla volta)

- a) Versare $16 \pm 0,5$ ml di acido cloridrico in un becher da 3 litri, contenente 2,0 litri acqua di rubinetto riscaldata ad una temperatura di 46-48 oC; si inserisce nel becher una barra di agitazione, il becher viene collocato su una piastra preriscaldata e si inizia l'agitazione.
- b) Si aggiungono $10 \pm 0,2$ g di pepsina.
- c) Nel mixer si sminuzzano 100 g di campioni prelevati conformemente a quanto indicato al punto 2.
- d) La carne sminuzzata viene trasferita nel becher da 3 litri contenente l'acqua, la pepsina e l'acido cloridrico.
- e) Il dispositivo di triturazione del mixer viene immerso ripetutamente nel succo di digestione nel becher e la vaschetta di miscelazione viene risciacquata con una piccola quantità di succo di digestione per eliminare eventuali particelle di carne rimaste.
- f) Il becher viene coperto da un foglio d'alluminio.
- g) L'agitatore magnetico deve essere regolato in modo che mantenga una temperatura costante di 44-46° C durante tutta l'operazione. Durante l'agitazione, il succo di digestione deve rotare ad una

velocità sufficientemente elevata da formare un vortice profondo senza che si producano schizzi.

h) Il succo di digestione viene agitato fino a quando le particelle di carne scompaiono (30 minuti circa). L'agitatore viene quindi spento e il succo di digestione versato attraverso il setaccio nell'imbuto di sedimentazione. Periodi di digestione più lunghi possono essere necessari (non superiori a 60 minuti) per quanto riguarda alcuni tipi di carni (lingua, selvaggina, ecc.).

i) Il processo di digestione è considerato soddisfacente se nel setaccio rimane non più del 5 % del peso del campione iniziale.

j) Il succo di digestione rimane nell'imbuto di sedimentazione per 30 minuti.

k) Dopo 30 minuti, un campione di 40 ml del succo di digestione viene rapidamente versato nel cilindro graduato o nella provetta della centrifuga.

l) I succhi di digestione e altri succhi residui sono conservati in una vaschetta fino al completamento della lettura dei risultati.

m) Il campione di 40 ml viene lasciato riposare per 10 minuti. Vengono quindi aspirati accuratamente 30 ml di liquido surnatante, in modo da prelevare gli strati superiori e lasciare un volume massimo non superiore a 10 ml.

n) Il campione di sedimento rimanente, di 10 ml, viene versato in una vaschetta per il conteggio delle larve o nella scatola Petri.

o) Il cilindro graduato o la provetta della centrifuga sono risciacquati con non più di 10 ml di acqua di rubinetto, che vanno aggiunti al campione nella vaschetta di conteggio delle larve o nella scatola

Petri. Successivamente si procede all'esame del campione mediante stereomicroscopio con ingrandimento da 15 a 20 volte. In tutti i casi nei quali vi siano zone sospette o forme simili a parassiti, occorre usare un ingrandimento da 60 a 100 volte.

p) I succhi di digestione devono essere esaminati non appena sono pronti e in nessun caso l'esame va rinviato al giorno successivo.

Nel caso in cui i succhi di digestione non vengano esaminati entro 30 minuti dalla preparazione, si

deve procedere ad una chiarificazione secondo la seguente procedura: il campione finale di 40 ml

viene versato in un cilindro graduato e lasciato riposare per 10 minuti. Successivamente, 30 ml di

liquido surnatante sono eliminati, lasciando un volume rimanente di 10 ml. Il volume in questione

viene portato a 40 ml con l'aggiunta di acqua di rubinetto. Dopo un ulteriore periodo di decantazione di 10 minuti, si aspirano 30 ml di liquido surnatante, fino a ottenere un volume non

superiore a 10 ml da esaminare in una scatola Petri o in una vaschetta per il conteggio delle larve. Il cilindro di misurazione graduato viene risciacquato con non più di 10 ml di acqua di rubinetto e il

liquido risultante viene aggiunto al campione nella scatola Petri o nella vaschetta per il conteggio

delle larve, affinché possa essere esaminato.

Qualora risulti che il sedimento non è trasparente al momento dell'esame, il campione viene versato in un cilindro graduato e portato ad un volume di 40 ml con l'aggiunta di acqua di rubinetto e si procede quindi come indicato precedentemente. La procedura può essere ripetuta da 2 a 4 volte fino a quando il liquido è sufficientemente trasparente da consentire una lettura affidabile.

II. Aggregati di campione di meno di 100 g

Se necessario, un massimo di 15 g possono essere aggiunti a un aggregato totale di campione di 100 g ed esaminati assieme ai campioni in questione, conformemente a quanto disposto al punto 3.I. Più di 15 g devono essere esaminati in qualità di aggregato completo. Nel caso di campioni fino a 50 g, i succhi di digestione e gli ingredienti possono essere ridotti a 1 litro di acqua, 8 ml di acido cloridrico e 5 g di pepsina.

Diagramma delle attività previste nel Piano di monitoraggio

	Settembre	Ottobre	Novembre	Dicembre	Gennaio	Febbraio	Marzo	Aprile	Maggio	Giugno	Luglio	Agosto
Formazione/Informazione cacciatori	Yellow											
raccolta campioni		Blue	Blue	Blue	Blue							
analisi campioni		Magenta	Magenta	Magenta	Magenta	Magenta	Magenta	Magenta				
analisi e reporting dati analitici									Red	Red	Red	Red
Formazione/Informazione Personale II Fase						Green	Green	Green	Green			

QUADRO ECONOMICO GENERALE

STRUTTURE	ATTIVITA'	COSTO
IGF - onlus	Incontri enti preposti Predisposizione raccolta campioni Controlli in campo Elaborazione dati zoologici e ambientali	€ 30.000,00
IZSM	Analisi Raccolta e trasmissione dati Raccolta e trasporto campioni Corsi formazione per provincia Materiale didattico	€ 10.000,00
TOTALE		€40.000,00

Si prevede l'integrazione della quota economica destinata all'Istituto Zooprofilattico del Mezzogiorno da:

- 1- contributo fornito dalla singole province coinvolte
- 2- utilizzo di fondi inutilizzati destinati al monitoraggio dell'influenza aviare nei selvatici.