

ALMA MATER STUDIORUM – UNIVERSITÀ DI BOLOGNA
SCUOLA DI INGEGNERIA E ARCHITETTURA DIPARTIMENTO DICAM

CORSO DI LAUREA MAGISTRALE IN
INGEGNERIA PER L'AMBIENTE E IL TERRITORIO

**TESI DI LAUREA MAGISTRALE IN
GESTIONE E TRATTAMENTO DELLE ACQUE REFLUE**

**Analisi dell'efficienza di processo dell'impianto CAS di Forlì del gruppo
HERA: frazionamento del COD, implementazione del modello WEST e
analisi microscopica della microfauna e dei batteri filamentosi.**

Candidata

Giulia Codagnone

Relatore

Prof. Maurizio Mancini

Correlatori

Prof.ssa Paola Foladori

Dott. Francesco Avolio

A. A. 2018/2019

Sessione III

INDICE

INTRODUZIONE.....	5
CAPITOLO 1	
PROCESSI DI DEPURAZIONE DELLE ACQUE REFLUE E IMPIANT A FANGHI ATTIVI.....	6
1.1. CONFIGURAZIONI IMPIANTISTICHE	6
1.2. CARATTERISTICHE DELLE ACQUE REFLUE	9
1.2.1. PARAMETRI FISICI	9
1.2.2. PARAMETRI CHIMICI.....	10
1.3. NORMATIVA DI RIFERIMENTO PER IL TRATTAMENTO DELLE ACQUE REFLUE	17
1.4. LA COMPONENTE BIOLOGICA NEI FANGHI ATTIVI	19
1.4.1. BACTERIA	19
1.4.2. MICROFAUNA: PROTOZOI E METAZOI	22
1.4.3. BATTERI FILAMENTOSI.....	23
1.5. RESPIROMETRIA E GENERALITÀ DEI MODELLI DI SIMULAZIONE.....	26
1.5.1. FRAZIONAMENTO DEL COD.....	28
1.5.2. PRINCIPI DEI MODELLI AVANZATI PER LA SIMULAZIONE DEI SISTEMI A FANGHI ATTIVI	33
OBIETTIVO DELLA RICERCA	36
CAPITOLO 2	
MATERIALI E METODI.....	37
2.1. TEST RESPIROMETRICI	37
2.1.1. ALLESTIMENTO RESPIROMETRO, PREPARAZIONE CAMPIONI E REAGENTI	37
2.1.2. ANALISI CHIMICHE	41
2.1.3. ESECUZIONE TEST RESPIROMETRICI.....	43
2.1.3.1. Curva di calibrazione.....	43
2.1.3.2. COD lentamente biodegradabile (RBCOD)	45
2.1.3.3. COD biodegradabile (CODb)	47
2.1.3.4. Eterotrofi.....	49
2.1.3.5 Autotrofi.....	53
2.2. OSSERVAZIONI MICROSCOPICHE E COLORAZIONI	57
2.3. MODELLAZIONE SOFTWARE	61

2.3.1. VARIABILI DEL MODELLO ASM1	61
2.3.2. DESCRIZIONE DEL SOFTWARE WEST	66
CAPITOLO 3	
RISULTATI E DISCUSSIONI	69
3.1. L'IMPIANTO DI FORLÌ	69
3.2. RISULTATI PROVE RESPIROMETRICHE	75
3.2.1. Curva di Calibrazione	76
3.2.2. COD rapidamente biodegradabile (RbCOD)	78
3.2.3. COD biodegradabile (bCOD)	79
3.2.4. Frazionamento COD	80
3.3. RISULTATI ANALISI SOFTWARE	87
3.4. RISULTATI ANALISI MICROSCOPICHE	90
3.4.1. Osservazioni a fresco	90
3.4.2. Colorazioni	96
CONCLUSIONI	99
BIBLIOGRAFIA	100
RINGRAZIAMENTI	102

INTRODUZIONE

Gli impianti di depurazione a fanghi attivi (C.A.S., Conventional Activated Sludge) sono i più diffusi e tradizionali impianti di trattamento delle acque reflue. Il processo depurativo è garantito dalla presenza di una biomassa attivata composta da batteri saprofiti, protozoi, ed altri microrganismi che, in sospensione, si nutrono e degradano la materia organica in ingresso impianto. La flora microbica tende poi ad agglomerarsi formando dei fiocchi (macrostruttura), composti da materia organica e da batteri, che sedimentando permette di ottenere la chiarificazione del refluo trattato.

La respirometria, etimologicamente “misura della respirazione”, è un importante indice dell’attività enzimatico-metabolica di un sistema biologico, permette la caratterizzazione della biomassa attiva di uno specifico impianto e una analisi della velocità cinetiche della stessa. In particolare, consente lo studio: della descrizione del processo di crescita cellulare, del decadimento endogeno, delle cinetiche di rimozione dei substrati e della loro biodegradabilità (più o meno rapidamente biodegradabili).

L’obiettivo della seguente tesi è quello di analizzare la funzionalità del processo depurativo dell’impianto di depurazione a fanghi attivi di Forlì.

Il lavoro di tesi svolto può essere suddiviso in una parte iniziale, caratterizzata dall’esecuzione di prove analitiche, raccolta ed elaborazione dati; in cui, da aprile a settembre 2019, sono stati raccolti dati su differenti impianti gestiti dal gruppo HERA (come l’impianto IDAR di Bologna e l’impianto di Granarolo), con lo scopo di acquisire dimestichezza ed esperienza con le metodiche di laboratorio e nella rielaborazione dati, mentre, tra settembre e ottobre 2019, sono stati raccolti ed elaborati dati solo sull’impianto in esame. A queste sono state affiancate analisi microscopiche sul fango attivo, sia per indagarne la composizione della microfauna che dei batteri filamentosi, per valutare possibili criticità nella formazione di bulking e di schiume in impianto.

La seconda ed ultima parte è stata incentrata nella caratterizzazione della biomassa attiva effettuando un frazionamento, sia dalle prove respirometriche, precedentemente elaborate, sia attraverso un approccio semplificato basato su dati convenzionali (metodo STOWA). Nota la ripartizione della frazione organica e non (COD), è stato possibile eseguire una modellazione software attraverso il programma di simulazione (es. WEST) con l’obiettivo di indagare possibili scenari futuri nel quale possono verificarsi eventuali variazioni di sistema, ma anche esaminare e discutere, l’andamento attuale del processo depurativo in corso.

CAPITOLO 1

PROCESSI DI DEPURAZIONE DELLE ACQUE REFLUE E IMPIANTI A FANGHI ATTIVI

1.1. CONFIGURAZIONI IMPIANTISTICHE

In ingegneria ambientale e chimica si definisce trattamento delle acque reflue il processo di rimozione dei contaminanti da un'acqua "sporca" di origine urbana o industriale, ovvero di un effluente che è stato contaminato da inquinanti organici e/o inorganici e necessita di un trattamento per poter essere riemesso in natura.

Il "cuore" degli impianti di trattamento acque è il trattamento ossidativo biologico, nel quale avviene la biodegradazione di tutte le sostanze organiche presenti nel refluo, questi possono differenziarsi in trattamenti biologici:

- *a biomassa adesa*: la biomassa rimane nel reattore, adesa ad una superficie di supporto e, su di essa, scorre il fluido da trattare, fino a quando non avviene il completo distacco dovuto al metabolismo batterico o al regime idraulico.

Questi sistemi presentano il vantaggio di non richiedere il ricircolo della biomassa, a differenza degli impianti a fanghi attivi a biomassa sospesa, in quanto il buon funzionamento è regolato dall'equilibrio tra il flusso idraulico e i volumi occupati dal supporto e dalla biomassa.

Possono essere suddivisi in base al tipo di supporto in:

- supporti fissi, nel quale il liquame scorre, come ad esempio i sistemi a *letto percolatore* e i *biofiltri sommersi e aerati* (utilizzati per trattare liquami con basse concentrazioni di solidi sospesi, inferiori di 100 mgSS/l);
 - supporti mobili, nel quale il supporto si muove semi immerso nel liquido, come ad esempio i sistemi a *dischi biologici (CBR)* e i *reattori a biomassa adesa a letto mobile (MBBR, Moving Bed Film Reactor)*, nel quale i microrganismi crescono al di sopra del supporto che è libero di muoversi all'interno della fase liquida.
- *a biomassa sospesa*: la biomassa attiva è presente in sospensione nel liquame, i fiocchi, composti da batteri e da materiale organico, sono liberi di muoversi all'interno della massa liquida. Gli impianti più diffusi sono:

- *CAS (Conventional Activated Sludge)*, rappresentano i più comuni impianti biologici, il processo depurativo avviene all'interno di una vasca sottoposta ad un sistema dinamico aerobico controllato, nel quale viene insufflata aria e creato un moto agitatorio attraverso delle turbine.
- *MBR (Membrane Biological Reactor)*, abbina un tradizionale processo biologico a fanghi attivi con un processo di separazione a membrane, che sostituisce la sedimentazione secondaria.

In generale un impianto di trattamento a fanghi attivati delle acque reflue può essere scomposto in due linee specifiche: la linea acque e la linea fanghi. La composizione più frequente è la seguente:

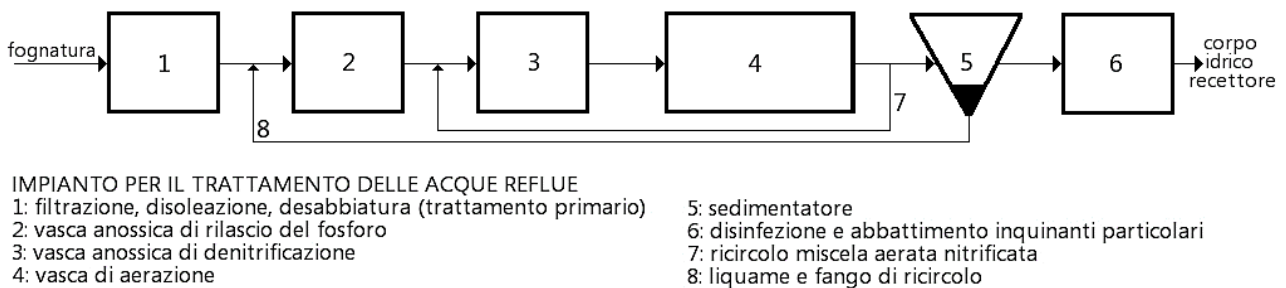


Figura 1 – Schema a blocchi

- Trattamenti primari, cioè l'insieme di tutti quei trattamenti preliminari alla depurazione vera e propria, e sono di tipo meccanico, dove, le particelle solide in sospensione vengono separate per sedimentazione. Per agevolare il processo si può ricorrere all'aggiunta di prodotti chimici (coagulanti e flocculanti) che favoriscono l'aggregazione delle componenti difficilmente separabili. Comprendono la grigliatura, la filtrazione, la disabbiatura, la disoleatura e la sedimentazione primaria;
- Trattamenti secondari, includono il processo ossidativo biologico, cioè un processo di tipo biologico utilizzato per la rimozione e degradazione delle sostanze organiche all'interno di una vasca biologica e successivamente fatte depositare nel sedimentatore secondario; i microrganismi rimuovono anche i solidi sospesi inorganici per effetto dei fenomeni di adsorbimento e di intrappolamento che avvengono all'interno della colonia batterica. Comprende l'ossidazione, la denitrificazione e la sedimentazione secondaria;
- Trattamenti terziari, cioè le operazioni che possono essere fatte a valle dell'ossidazione biologica, permettono di ottenere un ulteriore affinamento del grado di depurazione, andando a rimuovere tutti i composti che non sono sedimentati o degradati nel trattamento biologico e permettono l'eliminazione di microrganismi patogeni (es. Escherichia coli) attraverso la disinfezione.

Comprende trattamenti come la filtrazione, disinfezione attraverso raggi UV o con l'aggiunta di reagenti (es. ipoclorito di sodio, acido peracetico, ecc).

Nella linea fanghi vengono trattati i fanghi che vengono separati dal refluo chiarificato durante il processo di depurazione della linea acque. L'obiettivo è di ridurre, quanto più possibile, l'elevata quantità di acqua contenuta nei fanghi ed il volume, nonché di stabilizzare (rendere imputrescibile) il materiale organico, in modo tale da rendere lo smaltimento finale meno costoso e meno dannoso per l'ambiente.

Il refluo chiarificato viene scaricato nel recettore finale che spesso è un corpo idrico (corsi d'acqua, mare, ecc). Oppure, se presenta determinate caratteristiche, può anche essere usato per l'irrigazione o nell'industria.

1.2. CARATTERISTICHE DELLE ACQUE REFLUE

È indispensabile avere una descrizione quali-quantitativa dei liquami in ingresso impianto, sia in base alla loro tipologia (domestica, industriali, commerciali) che in base alla loro variabilità temporale in ingresso al trattamento, in quanto ne condizionano il dimensionamento ed il funzionamento. Si può notare, infatti, una variabilità delle portate (e dei carichi organici) in ingresso sia giornaliera che stagionale, in particolar modo quest'ultima riscontrabile nelle località turistiche. È buona norma dunque fare riferimento, durante le prove analitiche, a campioni mediati sulle 24h, in quanto risultano essere più rappresentativi di ciò che avviene in impianto.

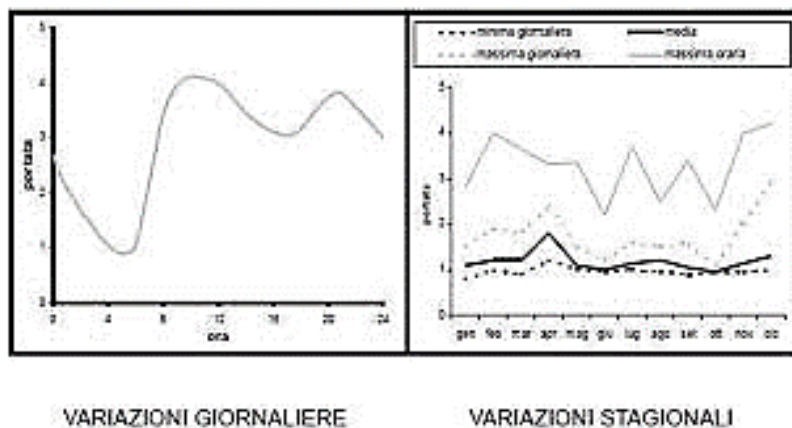


Fig. 2 – Variabilità della portata

Le acque di scarico possono essere caratterizzate attraverso:

1.2.1. PARAMETRI FISICI

Temperatura

La temperatura di un refluo è condizionata dalla temperatura delle acque recapitate in fognatura, e condiziona la solubilità dell'ossigeno e tutte le cinetiche biologiche. È importante assumere un adeguato valore di temperatura nella fase di progettazione, tipicamente 13-14°C in inverno e 18-20°C in estate, ad eccezione dei centri montani dove, a causa dello scioglimento nivale, è buona norma assumere una temperatura di 8°C. Le maggiori criticità si possono osservare in inverno, alle basse temperature, in quanto si possono instaurare fenomeni di bulking e di foaming, mentre in estate sono evidenti rendimenti elevati (intorno a 20°C) in quanto sperimentalmente è stato osservato come i batteri lavorano alla massima velocità di rimozione del substrato.

Odore

Questo parametro è connesso al rilascio in aria di componenti gassose maleodoranti e, fornisce indicazioni sul grado di putrescenza e decomposizione anaerobica della sostanza

organica. Nei depuratori urbani gli odori vengono prodotti principalmente nelle fasi preliminari, (es. dissabbiatori, disoleatori, sedimentatori primari) in quanto il sedimentato è maggiormente instabile e putrescibile, e nelle fasi di trattamento fanghi a causa delle reazioni anaerobiche che avvengono nei digestori e negli ispessitori.

Conducibilità elettrica

La conducibilità elettrolitica è data dalla sommatoria delle capacità di condurre corrente delle singole specie ioniche presenti in soluzione. Essa fornisce un'informazione sul contenuto salino delle acque reflue e può essere sfruttata per risalire a eventuali scarichi industriali.

Colore

Una colorazione anomala dei reflui è indice di scarichi industriali e, in alcuni casi, può permanere anche dopo il trattamento depurativo. Il colore costituisce un parametro di particolare interesse per l'immediata e semplice rilevabilità che consente di avere un'informazione tempestiva sulla natura dei fenomeni in corso.

Componente solida

I solidi totali (ST) rappresentano il residuo del campione sottoposto a evaporazione a 105°C, si dividono in solidi sospesi (SS) e solidi disciolti (DS). Gli SS sono i solidi che vengono trattenuti dalla filtrazione su membrana a 0.45 micron, mentre i solidi che passano sono i DS, ossia sostanze presenti in acqua sottoforma di particelle sospese e colloidali, e sono eliminabili esclusivamente attraverso processi chimici e biologici. Il materiale sospeso può inoltre essere differenziato in sedimentabile (SSS) o non sedimentabile (SSNS). Infine, si definisce la componente volatile (SSV) come la frazione organica solida dei solidi sospesi, capace di trasformarsi in gas alla temperatura di 600°C.

1.2.2. PARAMETRI CHIMICI

Componenti organiche

- **B.O.D. (Biochemical Oxygen Demand)**

La domanda biochimica di ossigeno rappresenta la quantità di ossigeno, per unità di volume, richiesta dai microrganismi aerobi per assimilare e degradare la sostanza organica biodegradabile presente nel campione in esame. Il BOD permette di ottenere una misura indiretta sulla quantità di sostanza organica biodegradabile effettiva, maggiore è la sostanza organica biodegradabile e maggiore sarà il quantitativo di ossigeno richiesto dai microrganismi aerobici per assimilarla e degradingla, viene espressa in mgO₂/l. Un valore caratteristico della domanda biochimica di ossigeno è il BOD₅, ovvero il consumo di ossigeno dopo 5 giorni, tuttavia se si vuole ottenere una misura di

tutta la sostanza organica presente all'interno del campione bisogna concedere un tempo infinito ai microrganismi per espletare la loro azione (BOD_{tot}).

Determinando l'andamento nel tempo della richiesta di ossigeno, si ottengono informazioni su quantità e qualità della sostanza organica prodotta dagli organismi consumatori superiori e scaricata con l'acqua. La velocità di rimozione del substrato viene approssimata con una cinetica del primo ordine: il tasso di rimozione è proporzionale alla concentrazione di substrato istantaneamente presente:

$$\frac{dS_t}{dt} = -k_e S_t$$

dove

$\frac{dS_t}{dt}$ è la velocità di rimozione del substrato;

S_t è la quantità di substrato residua presente al tempo t ;

k_e , costante della cinetica di primo ordine del BOD carbonioso alla temperatura di 20°C (t^{-1});

S_0 , valore iniziale del substrato che viene abbattuto in tempi lunghi

Integrando per parti si ottiene l'espressione che fornisce il BOD carbonioso residuo:

$$S = S_0 \cdot e^{-kt}$$

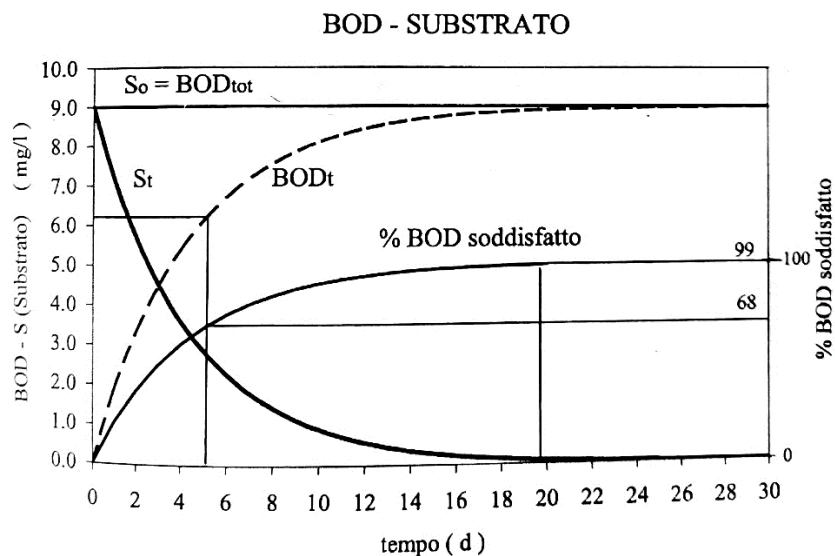


Fig. 3 – Andamento della richiesta biologica di ossigeno nel tempo a temperatura standard di 20°C (Depurazione e smaltimento degli scarichi urbani, dispense tecniche, fig. 1.2.1.2. p. 37, G. L. Bragadin, M. L. Mancini)

Chiamato BOD_t l'ossigeno consumato in mg/l al tempo t questo è dato dalla differenza:

$BOD_t = S_0 - S_t$, siccome $BOD_{tot} = S_0$ sostituendo, si ottiene che

$S_t = BOD_{tot} - BOD_t$, per cui si ottiene l'espressione del BOD consumato pari a:

$$BOD_t = BOD_{tot} \cdot (1 - e^{-k \cdot t})$$

Il BOD_5 è teoricamente pari al 68% della richiesta totale, per ottenere il BOD_{tot} occorre prevedere tempi di consumo pari a circa 20gg, infatti il $BOD_{20} \cong 99\% BOD_{tot}$.

Per determinare il BOD per un certo istante t e ad una certa temperatura T , bisogna correggere l'espressione con l'equazione di *van't Hoff-Arrhenius*:

$$\begin{cases} BOD_t = BOD_{tot} \cdot (1 - e^{-k_T \cdot t}) \\ k_T = k \cdot \theta^{(T-20)}, \text{ con } 20^\circ C \leq T \leq 30^\circ C \end{cases}$$

dove

k_T , costante della cinetica di reazione alla generica temperatura T ;

k , costante della cinetica di reazione a $20^\circ C$ (k_e);

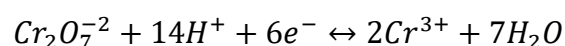
T , temperatura;

θ , coefficiente di attività microbica ($\theta = 1.056$ per acque reflui civili).

• C.O.D. (Chemical Oxygen Demand)

La domanda chimica di ossigeno rappresenta la quantità di ossigeno necessaria per ossidare chimicamente le sostanze organiche e inorganiche (biodegradabili e non) presenti nel campione in esame, con specifiche modalità operative standardizzate. Il COD è un indice che individua la quantità di carico inquinante presente nel refluo, e viene espresso in mgO_2/l . Nella gestione e nella progettazione si preferisce far riferimento al COD piuttosto che al BOD_5 per reflui industriali, in quanto, quest'ultimo, può essere significativamente influenzato dalla presenza di contaminanti; mentre, per reflui civili, è comune ricorrere al BOD_5 .

La determinazione del COD si effettua mediante determinazioni chimiche basate sull'ossidazione delle sostanze per mezzo di ossidanti energetici. La standardizzazione attuale prevede l'utilizzo di bicromato di potassio $K_2Cr_2O_7$ ad alta temperatura con catalizzatore di solfato di argento Ag_2SO_4 . Operando con ossidante in eccesso, dopo due ore di reazione di ossidazione delle sostanze organiche, il bicromato viene ridotto a cromo trivalente secondo la:



Si determina per titolazione la quantità di bicromato residuo e per differenza quello consumato; infine si riporta il valore in termini equivalenti di ossigeno.

La prova per la determinazione del COD è molto rapida (richiede un paio di ore), e per questo risulta essere più vantaggiosa, nel quotidiano controllo di reflui in ingresso e in uscita impianto, rispetto alla determinazione del BOD.

- **T.O.C. (Total Organic Carbon)**

Il TOC rappresenta il quantitativo totale di carbonio organico presente nel campione di refluo. La determinazione viene effettuata introducendo il campione in una cella di combustione catalizzata e misurando la CO_2 prodotta, mediante analizzatore all'infrarosso. Il TOC ha il vantaggio di rappresentare direttamente il quantitativo di sostanza organica senza l'ausilio di parametri indicatori, tuttavia non è esente da interferenze dovute alla presenza di carbonio inorganico ossidabile.

Componenti inorganiche

- **Azoto**

L'azoto è presente nei reflui sotto varie forme in base ai differenti stati ossidati nel quale può trovarsi, la sua determinazione è importante per il dimensionamento delle fasi di trattamento biologico (nitrificazione e denitrificazione). L'azoto totale ($N - N_{tot}$) viene così suddiviso:

- Azoto organico (N_{org}), è costituito dalla sostanza organica presente nel refluo ed evolve, per lisi cellulare, ad azoto ammoniacale $N - NH_4^+$. Si può determinare per differenza con il metodo Kjeldhal noto il TKN e l'Azoto ammoniacale da analisi chimiche;

- Azoto ammoniacale ($N - NH_4^+$), è l'azoto di origine ammoniacale, in acqua si presenta dispersa sottoforma di ioni NH_4^+ (ione ammonio) ed è in equilibrio con l'ammoniaca gassosa NH_3 ;

- Azoto Kjeldahl o Total Kjeldahl Nitrogen (TKN), è dato dalla somma di Azoto organico e di quello Ammoniacale, rappresenta la totalità dell'azoto presente nei liquami grezzi di origine domestica;

- Azoto Nitroso ($N - NO_2^-$), trattandosi di una forma intermedia instabile è presente a basse concentrazioni negli scarichi urbani mentre tenori più elevati possono essere indicativi per trattamenti incompleti delle fasi aerobiche di depurazione, viene poi convertito in Azoto Nitrico, la forma più stabile dell'azoto;

- Azoto Nitrico ($N - NO_3^-$), rappresenta la forma ossidativa finale del nitrato;

- Azoto Molecolare (N_2), è l'azoto in forma gassosa che se rilasciato in acqua procede in atmosfera da cui può essere estratto, in acqua può essere assunto per sintesi solo da alcune specie batteriche e algali;

- Azoto Totale (N_{tot}), rappresenta la totalità dell'azoto presente in tutte le sue forme nel liquame, può essere scritto come:

$$N_{tot} = TKN + (N - NO_2^-) + (N - NO_3^-) = N_{org} + (N - NH_4^+) + (N - NO_2^-) + (N - NO_3^-)$$

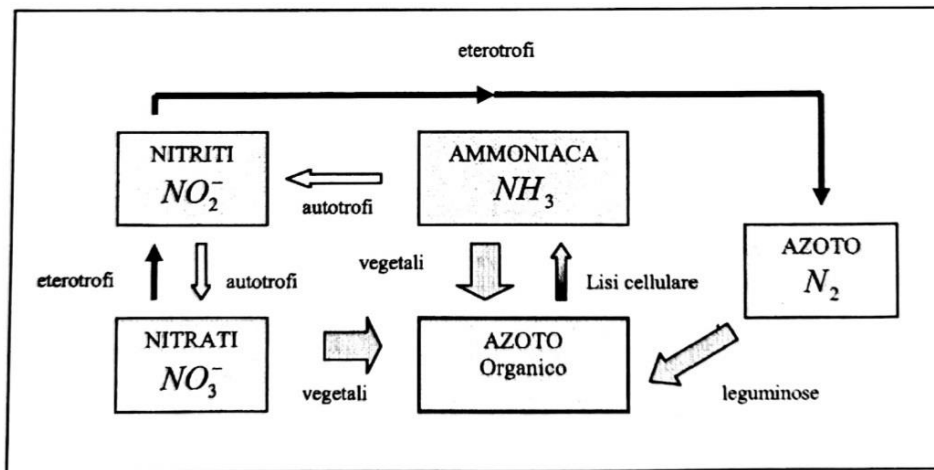


Fig. 4 – Ciclo dell'azoto in natura (Depurazione e smaltimento degli scarichi urbani, dispense tecniche, fig. 1.2.1.2. p. 42, G. L. Bragadin, M. L. Mancini)

L'azoto organico biodegradabile è decomposto, per lisi cellulare, in ammoniaca; alla loro morte la parte organica diviene a sua volta ammoniaca e queste due fonti, sommate all'ammoniaca già presente nel refluo in entrata, viene utilizzata per la crescita di nuovi organismi e convertita dai batteri autotrofi prima in nitriti (AOB) e poi in nitrati (NOB), questo processo viene chiamato *Nitrificazione*.

Dai nitrati e, in parte, dai nitriti, i batteri eterotrofi facoltativi denitrificanti convertono queste sostanze in azoto gassoso, che viene in parte liberato in atmosfera, questa fase viene per l'appunto detta *Denitrificazione*.

La rimozione degli NO_3^- e degli NO_2^- dai liquami di scarico è un obiettivo fondamentale sia per evitare fenomeni di eutrofizzazione nei corpi ricettori a debole ricambio, che per preservare l'utilizzo idropotabile nell'acqua, infatti la presenza di ossidi di azoto possono causare, nell'apparato digerente e combinata con l'emoglobina, l'interruzione di trasporto dell'ossigeno nel sangue e dunque possibili fenomeni di Cianosi.

- **Fosforo**

Dopo l'azoto il fosforo è il secondo elemento nutriente presente nelle acque reflue, se non correttamente rimosso può causare fenomeni di eutrofizzazione nei corpi ricettori. Può essere suddiviso in:

- Fosforo organico (P_{org}), costituito dalle molecole organiche che per decomposizione batterica evolve ad ortofosfati, a sua volta può essere suddivisa in una frazione organica solubile ed in una particolata;
- Fosforo ortofosfatato ($P - P_{P04}^-$, $P - P_{P04}^{2-}$, $P - P_{P04}^{3-}$), forma ionica dei Sali dell'acido ortofosforico;
- Fosforo polifosfato (P_{POLI}), forma polimerica composta da più molecole di ortofosfati legati per condensazione con rilascio di acqua, idrolizzato torna ad ortofosfati.
- Fosforo totale (P_{TOT}), rappresenta la totalità del fosforo presente in tutte le sue forme all'interno del liquame, può essere così espresso:

$$P_{TOT} = P_{org} + (P - P_{P04}^{2-}) + (P_{POLI})$$

Nel liquame domestico in ingresso agli impianti sono presenti tutte le tre forme mentre nell'effluente depurato è dominante la presenza di ortofosfato.

- **Cloruri**

I cloruri possono essere rinvenuti nelle urine, la loro quantità negli influenti può essere prevista in base all'apporto medio pro capite giornaliero (circa 6 g/ab g), non vengono rimossi attraverso processi biologici e per questo possono costituire un valido tracciante nella localizzazione di scarichi anomali. Le concentrazioni scaricate in fognatura dagli apporti pro capite giornalieri non risultano essere significativamente pericolose per i corpi ricettori, tuttavia, la presenza di cloruri eccedenti i limiti di legge, possono causare variazioni di salinità allo scarico, questi sono evidenti in caso di infiltrazioni di acqua salata e salmastra in prossimità delle zone costiere, o di scarichi da attività produttive specifiche.

- **Solfati e Solfuri**

La presenza di solfati nei liquami non è dovuta ad apporti antropici ma alla presenza degli stessi in acque di approvvigionamento o da scarichi industriali; in natura possono essere ridotti a solfiti e poi a solfuri ad opera di batteri autotrofi facoltativi e, in assenza di ossigeno disciolto, in nitrati, oppure in zolfo organico ad opera dei batteri vegetali. Il problema maggiore dei solfati è legato alla presenza di cattivi odori ed in particolare alla

presenza di solfuri che, a bassi Ph, si liberano in atmosfera sottoforma di idrogeno solforato.

- **Metalli pesanti**

Sono così denominati per il loro elevato peso atomico, ed esplicano una attività tossica più o meno spiccata in funzione delle specie presenti. Sono dovuti principalmente a scarichi industriali o, poichè inizialmente liberati in atmosfera, vengono poi accumulati al suolo e successivamente, dilavati da fenomeni piovosi, giungono in fognatura. I metalli pesanti non sono biodegradabili, se presenti in forma ionica possono precipitare come carbonati e idrossidi e condizionare il Ph nei reflui.

1.3. NORMATIVA DI RIFERIMENTO PER IL TRATTAMENTO DELLE ACQUE REFLUE

In Italia, la normativa di riferimento è il D.Lgs 152 emanato l'11 Maggio 1999 che va a recepire la direttiva comunitaria 91/271/CEE riguardante il trattamento delle acque reflue urbane. Oltre a disciplinare gli scarichi fissando i valori limite di concentrazione per le varie sostanze in essi contenute, il D.Lgs 152/99, si dedica alla qualità del corpo idrico destinato a riceverli, prevedendo lo sviluppo delle attività di monitoraggio ed eventualmente di quantificare il danno ambientale esercitato dall'uomo.

Il 03 aprile 2006 è entrato in vigore il D. Lgs 152/06 *Testo Unico Ambientale* che, riprendendo quanto già introdotto con il precedente D. Lgs 152/99, modifica il panorama normativo in materia di inquinamento idrico, in particolare per quanto riguarda le definizioni di:

Scarico di acque reflue: (art. 74 lettera ff, D. Lgs 152/06)

“Qualsiasi immissione effettuata esclusivamente tramite un sistema stabile di collettamento che collega senza soluzione di continuità il ciclo di produzione del refluo con il corpo ricettore acque superficiali, sul suolo, nel sottosuolo e in rete fognaria, indipendentemente dalla loro natura inquinante, anche sottoposte a preventivo trattamento di depurazione. Sono esclusi i rilasci di acque previsti all'art. 114”.

Acque reflue urbane: (art. 74 lettera i, D. Lgs 152/06)

“acque reflue domestiche o il miscuglio di acque reflue domestiche, di acque reflue industriali, ovvero meteoriche di dilavamento convogliate in reti fognarie, anche separate, e provenienti da agglomerato”.

Acque reflue domestiche: (art. 74, lettera g, D. Lgs 152/06)

“acque reflue provenienti da insediamenti di tipo residenziale e da servizi e derivanti prevalentemente dal metabolismo umano e da attività domestiche”.

Acque reflue industriali: (art. 74, lettera h, D. Lgs 152/06)

“qualsiasi tipo di acque reflue scaricate da edifici od installazioni in cui si svolgono attività commerciali o di produzione di beni, diverse dalle acque reflue domestiche e dalle acque reflue meteoriche di dilavamento”.

La disciplina degli scarichi è trattata nella parte III, tit. III capo III del D.Lgs 152/06 allegato 5, riporta:

- in tabelle 1 e 2 i limiti per acque reflue urbane che recapitano in un corpo idrico superficiale (CIS) e in aree sensibili, sia per piccoli impianti con potenzialità compresa tra i 2000 e i 10000 abitanti equivalenti che per impianti più grandi (>10000 A.E.);

Tabella 1. Limiti di emissione per gli impianti di acque reflue urbane				
PARAMETRI (MEDIA GIORNALIERA) (1)	POTENZIALITÀ IMPIANTO IN A.E. (ABITANTI EQUIVALENTI)			
	2.000 – 10.000		> 10.000	
	Concentrazione (mg/l)	% di riduzione	Concentrazione (mg/l)	% di riduzione
BOD ₅ (senza nitrificazione) (2)	25	70-95 (5)	25	80
COD (3)	125	75	125	75
Solidi sospesi (4)	35 (5)	90 (5)	35	90

Fig. 5 – Tabella 1, Acque reflue urbane, limiti di emissione per impianti recapitanti in aree sensibili

Tabella 2. Limiti di emissione per gli impianti di acque reflue urbane recapitanti in aree sensibili				
PARAMETRI (MEDIA ANNUA)	POTENZIALITÀ IMPIANTO IN A.E.			
	10.000 – 100.000		> 100.000	
	Concentrazione (mg/l)	% di riduzione	Concentrazione (mg/l)	% di riduzione
Fosforo totale (P) (1)	2	80	1	80
Azoto totale (N) (2)(3)	15	70-80	10	70-80

Fig. 6 – Tabella 2, Acque reflue urbane, limiti di emissione per impianti recapitanti in aree sensibili

- in tabella 3 i limiti per acque reflue industriali che recapitano in un corpo idrico superficiale o in fognatura;
- in tabella 4 i limiti per acque reflue urbane e industriali che recapitano al suolo, che valgono, come per la tabella 3, per tutti gli impianti e sono tabelle di maggior dettaglio.

1.4. LA COMPONENTE BIOLOGICA NEI FANGHI ATTIVI

La degradazione della sostanza organica avviene da sempre, in natura, per mezzo dei microrganismi, i quali la elaborano, in condizioni di aerobiosi o in anaerobiosi, a seconda della presenza o assenza di ossigeno. Nella degradazione aerobica, i microrganismi, utilizzano parte del substrato organico (processo catabolico o di respirazione) per produrre anidrite carbonica, acqua ed una quantità di energia che viene poi convertita sia per il loro accrescimento che per la loro riproduzione (metabolismo di sintesi od anabolismo), quest'ultima reazione permette di convertire una parte della sostanza organica in fango attivo.

La componente biotica all'interno dei fanghi attivi è composta dai batteri, alghe, funghi, protozoi ed alcuni metazoi, in particolar modo si possono distinguere i *decompositori* (batteri, funghi), che prendono l'energia, per il loro sviluppo, dalla sostanza organica disciolta nel liquame, e dai *consumatori* (flagelli eterotrofici, ciliati, rizopodi e piccoli metazoi) che predano i batteri dispersi e altri organismi.

1.4.1. BACTERIA

I batteri (o protisti), sono microrganismi procarioti unicellulari di dimensioni comprese tra i 0,1 e pochi micron, tra i più importanti, in quanto responsabili della decomposizione della sostanza organica e della sua trasformazione in nuove cellule, ci sono i *saprofiti*, che utilizzano sostanza organica proveniente da microrganismi morti per nutrirsi.

I batteri possono essere distinti in:

- *Cocchi*: cellule di forma sferica, che possono trovarci accoppiati (diplococchi), riuniti in ammassi (strafilococchi) o in catene (streptococchi), in gruppi di quattro (tetradi) e in forma cubica (sarcine);
- *Bacilli*: cellule di forma cilindrica o a bastoncino, i quali possono trovarsi isolati, accoppiati (diplobacilli) o riuniti in cordoni (streptobacilli);
- *Vibrioni o Spirilli*: cellule a forma di bastoncino ricurvo od a spirale.

SHAPES OF BACTERIA

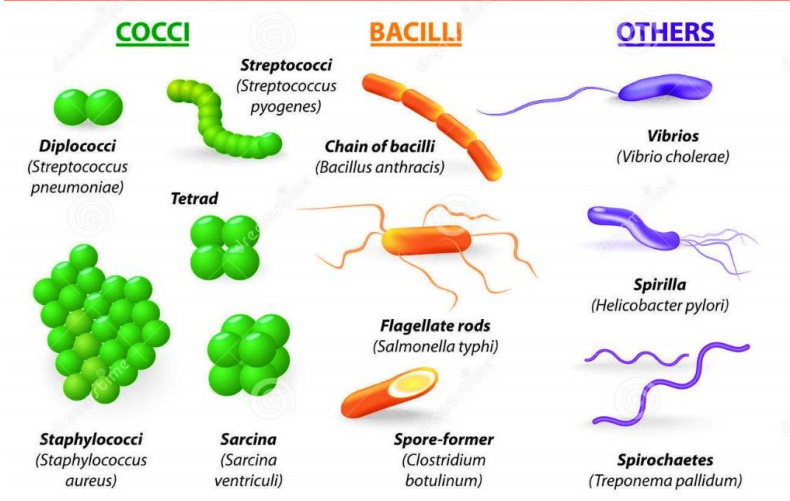


Fig. 7 – Differenti forme dei batteri

La parte più esterna della cellula è la parete cellulare, poi troviamo una membrana citoplasmatica che avvolge il materiale della cellula e che regola il passaggio dei materiali dall'interno ed esterno. Alcune cellule batteriche possono anche avere un ulteriore rivestimento che prende il nome di capsula.

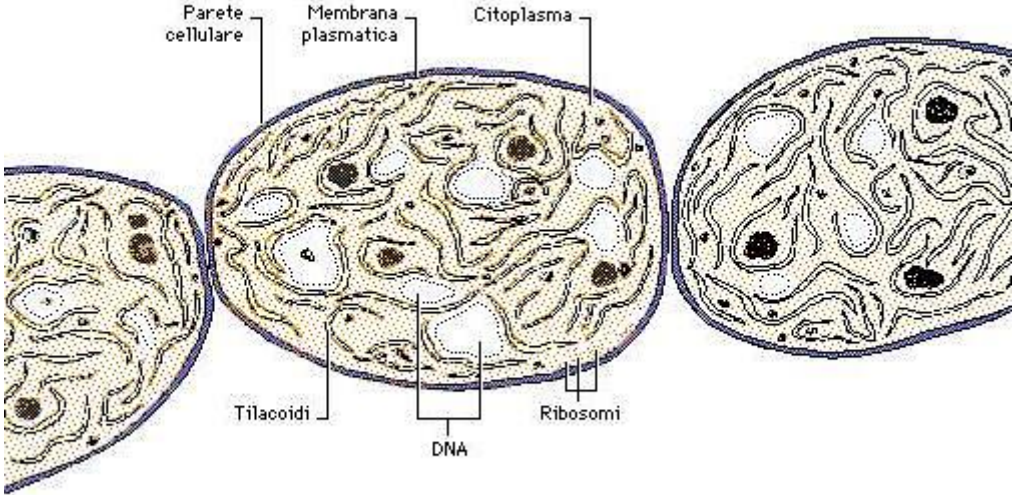


Fig. 8 – Morfologia batterica (Bioinformatica, biologia molecolare, Università di Salerno)

Hanno una struttura interna semplice: il DNA si trova concentrato in una regione del citoplasma, senza essere delimitato a alcuna membrana, inoltre sono prive di organuli, ad eccezione dei ribosomi, preposti alla sintesi delle proteine.

Le cellule procariotiche si riproducono per scissione diretta, cioè un processo di divisione asexuale senza alcuno scambio genetico. Da una cellula madre si originano due cellule figlie prima con la formazione di una parete trasversale ed un allungamento della cellula madre, poi attraverso il distacco. Quando le condizioni di sviluppo sono ottimali, la riproduzione avviene rapidamente, una cellula appena formata cresce, raggiunge la maturità e torna a dividersi in circa venti minuti. Tuttavia, all'aumentare delle cellule batteriche entrano in gioco altri fenomeni quali la "competizione alimentare", "l'accumulo dei rifiuti metabolici" e la "predazione di altri organismi più grandi", che evitano si possa manifestare una indefinita riproduzione cellulare.

Rappresentando la curva di crescita batterica in scala logaritmica e in funzione del tempo è possibile individuare quattro fasi caratteristiche:

- *fase di latenza*: nella prima fase la velocità di crescita è quasi nulla, è preponderante la presenza di substrato;
- *fase esponenziale*: inizia quando quasi tutte le cellule formate sono vitali e di grandezza costante, la massa cellulare ed il numero di cellule aumentano parallelamente e la velocità di crescita batterica raggiunge il valore massimo;
- *fase stazionaria*: statisticamente si è dimostrato come la velocità di crescita è nulla e la crescita è in equilibrio con la mortalità;
- *fase di letalità*: la morte batterica è preponderante rispetto alla velocità di crescita, anche se non sempre la morte di una cellula è accompagnata dalla lisi cellulare, al contrario la massa cellulare può rimanere costante, nel caso in cui avvenga la lisi cellulare, subito dopo la morte, si parla di "ossidazione totale".

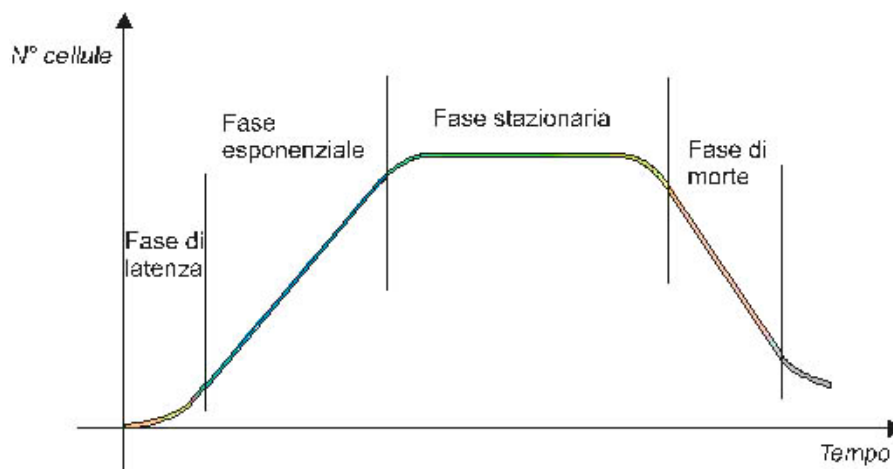


Fig. 9 – Curva di crescita di una cultura batterica (Microbiologia e depurazione, p. 22, I. Fantei, F. Strumia, S. Soprani)

1.4.2. MICROFAUNA: PROTOZOI E METAZOI

Dopo i batteri, alghe e funghi, all'interno dei fanghi attivati, sono presenti, anche se in numero minore, i protozoi e i metazoi. Pur avendo un ruolo di minor importanza nel processo depurativo sono rilevanti per il mantenimento dell'equilibrio tra le varie specie attraverso le reazioni di predazione o di mutualismo, e possono fungere da indicatori biologici.

I **protozoi** sono organismi unicellulari di dimensioni variabili dai pochi micron ad oltre i 100 micron, possono vivere isolati o in colonie. Pur essendo formati da una sola cellula, i protozoi possiedono organuli altamente specializzati che, in modo autonomo, assolvono a tutte le funzioni vitali. Alcuni sono provvisti di una specie di bocca mentre altri inglobano le particelle alimentari avvolgendole con il loro corpo (es. *amebe*). Tra le specie più rappresentative troviamo la *Vorticella*, l'*Aspidisca*, l'*Euplotes*, l'*Ameba nuda*, l'*Ameba tecata* ed altri che verranno approfonditi sulla base delle osservazioni effettuate sui campioni in esame.

In relazione al loro sistema di locomozione i protozoi possono essere classificati in:

- **Flagellati:** hanno uno o più flagelli nella parte anteriore che ne permettono lo spostamento; possono regolare il loro metabolismo e renderlo sia autotrofo che eterotrofo in funzione della presenza o dell'assenza di luce;
- **Ciliofori (o Ciliati):** comprendono i microrganismi che conservano le ciglia per tutta la loro vita, sono abili nuotatori e si dividono, a loro volta, in Olotrici e Spirichi;
- **Sarcodini:** sono privi di organuli quali flagelli e ciglia, ma per la loro locomozione e per la cattura dei microrganismi di cui si nutrono sono capaci di emettere prolungamenti protoplasmatici, inoltre sono privi della membrana esterna cuticolare e possono variare continuamente la loro forma.

I **metazoi** sono animali pluricellulari con piani di organizzazione ben definiti (tessuti, organi specializzati alle attività vitali); sono organismi eterotrofi e nello sviluppo passano attraverso uno stato embrionale o larvale. Tra i più frequenti metazoi tipici negli impianti di depurazione possiamo trovare:

- i **Rotiferi:** hanno dimensioni comprese tra i 200 e i 500 micrometri, possono assumere una grande varietà di forme; riescono a resistere a lungo nella forma disidratata e a riprendere le loro attività vitali non appena posti in acqua. Alcuni di questi metazoi si muovono nuotando mediante un organo rotatorio posto nella parte anteriore del corpo, le ciglia vibranti, che lo circondano, aiutano oltre che nella locomozione anche nell'avvicinamento, verso la bocca, dei nutrienti, altri invece si muovono accorciandosi ed allungandosi mediante anelli che possono rientrare gli uni negli altri come tubi di un cannocchiale.

- i *Nematodi*: sono animali con organizzazione morfologica superiore a quella dei rotiferi. Si presentano più o meno allungati ed assottigliati alle due estremità, la loro riproduzione è sessuata. Hanno tendenza al saprofitismo e per questo vengono classificati come “parassiti”.

1.4.3. BATTERI FILAMENTOSI

La struttura dei fanghi attivi trae origine da un complesso processo di riorganizzazione di componenti eterogenei: microrganismi (principalmente batteri), particelle inorganiche (silicati, fosfato di calcio, ossidi di ferro, ecc.), biopolimeri esocellulari, cationi multivalenti (Ca^{+2} , Mg^{+2}). Le mutue interazioni, di natura chimica e fisica, fra questi componenti, danno luogo al cosiddetto “fiocco” o “aggregato”, rappresentato schematicamente nella Fig. 12.

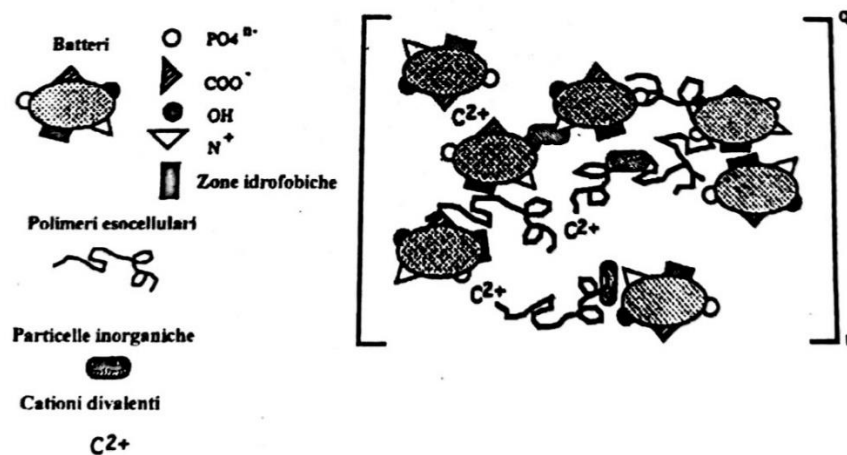


Fig. 12 – Rappresentazione schematica della struttura di un fiocco di fango attivato (Il problema del bulking filamentoso e delle schiume biologiche negli impianti a fanghi attivati, cap. 1 p. 1, Istituto di Ricerca sulle Acque del consiglio nazionale delle ricerche)

Seppur la struttura interna del fiocco sia poco conosciuta è generalmente accettato che l'organizzazione del materiale biologico sottoforma di fiocchi avvenga attraverso la successione di due livelli strutturali:

La microstruttura

I batteri in fase dispersa, solitamente sottoforma di cocci o di bastoncelli, tendono ad aggregarsi attraverso meccanismi di bioflocculazione dove il materiale polisaccaridico, presente nello strato mucilaginoso che riveste la cellula, funge da collante. Queste, per effetto del rilascio esocellulare di materiali biopolimerici, vengono ricoperte da una specie di feltro, denominato *glicocalice*, il quale è costituito da fibre a base di polisaccaridi e glicoproteine; il glicocalice, attraverso l'interazione delle fibre, consente l'aggregazione delle cellule in microflocchi.

I processi di bioflocculazione alla base della formazione della microstruttura sono largamente condizionati dalla composizione delle acque da depurare e dai parametri operativi dell'impianto; infatti, una volta ottenuta la bioflocculazione, non è detto che possa essere assicurata la sedimentabilità del fiocco, anzi, se il volume degli aggregati batterici raggiunge dimensioni consistenti, i microrganismi presenti rimangono isolati dall'ossigeno disciolto in soluzione, e quelli più interni, isolati dallo strato mucilaginoso, iniziano a metabolizzare anaerobicamente dando origine alla formazione di acido acetico che, in presenza di bicarbonati, reagisce liberando bollicine di anidrite carbonica e favorisce la flottazione del fango all'interno del sedimentatore.

La macrostruttura

I piccoli flocchi che costituiscono la microstruttura possono aggregarsi a loro volta e dare origine a flocchi più grandi che costituiscono la macrostruttura. Questa è dovuta alla colonizzazione e alla crescita, in condizioni controllate, di microrganismi filamentosi capaci di formare lunghe catene e di ancorare, sempre tramite l'azione aggregante dei biopolimeri esocellulari, i piccoli flocchi in grandi formazioni irregolari di cui rappresentano lo "scheletro solido".

I principali problemi nella conduzione degli impianti a fanghi attivati derivano dal deterioramento delle caratteristiche di sedimentabilità e di compattazione dei fanghi con conseguente diminuzione dell'efficienza di separazione liquido-solido nel sedimentatore secondario e ovvie implicazioni negative sull'effluente finale.

Le problematiche legate ai batteri filamentosi possono essere raggruppate in tre sezioni, sulla base dell'imputabilità delle loro disfunzioni si possono identificare: le alterazioni della microstruttura, le alterazioni della macrostruttura e le alterazioni non direttamente causate dalla struttura.

Alterazioni della microstruttura

L'alterazione dei meccanismi di bioflocculazione, che sono alla base della microstruttura, possono modificare le proprietà dei flocchi, provocando notevoli difficoltà di separazione dei solidi nel sedimentatore secondario. I due principali tipi di alterazione della microstruttura sono: la "crescita dispersa" ed il "bulking vischioso".

Nel primo caso i batteri non aderiscono più fra loro, ma sono dispersi in unità singole o in piccole colonie le cui dimensioni non superano 10-20 micrometri. La conseguente incapacità dei fanghi a sedimentare dà luogo a un effetto torbido; l'elevata perdita di biomassa nell'effluente non consente di realizzare adeguati tempi di permanenza dei fanghi negli impianti. Una possibile causa potrebbe essere una non sufficiente produzione di materiale biopolimerico esocellulare dovuta alla presenza di sostanze tossiche, che hanno effetti inibitori sulla sintesi biopolimerica, o ad elevate concentrazioni di substrati prontamente biodegradabili che possono limitarne la produzione.

Al contrario, la produzione eccessiva di materiale biopolimerico esocellulare può causare fenomeni di "bulking vischioso": i batteri sono dispersi in una massa gelatinosa che trattiene grandi quantità di acqua, e porta alla formazione di un fiocco vischioso poco compatto, difficilmente sedimentabile e, talvolta, con la presenza di schiume vischiose sulla superficie del sedimentatore secondario. Le cause, non chiare, si pensa possano essere imputabili ad una carenza di nutrienti e micronutrienti o alla presenza di sostanze tossiche.

Alterazioni della macrostruttura

Il principale tipo di alterazione della macrostruttura è rappresentato dal "bulking filamentoso". I microrganismi filamentosi diventano dominanti e colonizzano i fiocchi estendendosi al di fuori degli stessi, creando ponti tra i fiocchi e dando così luogo a grandi strutture diffuse che sedimentano con difficoltà. Con il tempo i fanghi risalgono per tutto lo spessore della fase liquida del sedimentatore fino a fuoriuscire con l'effluente.

Un'ulteriore anomalia, dovuta ad alterazioni della macrostruttura, può essere imputabile ad un difetto nell'equilibrio fra microrganismi filamentosi e quelli fiocco-formatori ed è rappresentato dal "pin point", in cui i microrganismi filamentosi sono completamente assenti e si genera la risalita di piccoli fiocchi microstrutturali di forma sferica. La causa può essere data dal deterioramento dei biopolimeri esocellulari che, nei macrofiocchi ben strutturati, hanno la funzione di tenere ben salda la microstruttura; tale deterioramento può dipendere da età dei fanghi elevate che determinano condizioni di metabolismo endogeno in cui la matrice biopolimerica viene impiegata come fonte di carbonio e di energia.

Alterazioni non direttamente causate dalla struttura

La prima singolarità è dovuta alla "risalita dei fiocchi" (sludge rising) in superficie ed è generata dal rilascio di azoto gassoso, a causa dell'insorgenza di un processo di denitrificazione nel sedimentatore secondario, e del conseguente intrappolamento delle bolle nei fiocchi di fango.

La seconda, invece, dalla "formazione di schiume" (foaming) che dà luogo a grandi quantità di schiuma sulla superficie delle unità di trattamento, con annessi fenomeni di putrefazione. Il fenomeno è imputabile alla presenza di tensioattivi scarsamente biodegradabili nei liquami o alla presenza della *Nocardia amarae* (e talvolta della *Microthrix parvicella*) nella popolazione microbica.

I microrganismi responsabili delle schiume biologiche contengono notevoli quantità di sostanze lipidiche idrofobiche intracellulari e sono anche in grado di produrre sostanze tensioattive.

1.5. RESPIROMETRIA E GENERALITÀ DEI MODELLI DI SIMULAZIONE

Negli ultimi anni sta rivestendo un ruolo sempre più rilevante la caratterizzazione dei reflui e l'analisi dei parametri cinetici e stechiometrici, impiegati per il monitoraggio e l'ottimizzazione gestionale degli impianti di depurazione, attraverso prove respirometriche e l'applicazione di modelli di simulazione matematici.

Il BOD₅ e il COD totale rappresentano parametri ampiamente monitorati nell'ambito della gestione degli impianti e costituiscono il riferimento per il rispetto dei limiti di legge, ma possono essere integrati con ulteriori informazioni, come ad esempio il frazionamento del COD. In funzione della solubilità e della biodegradabilità, il frazionamento del COD fornisce una più dettagliata conoscenza della composizione delle acque reflue e permette di effettuare un dimensionamento più accurato, riuscendo a prevedere con maggior accuratezza la composizione nell'effluente.

La respirometria si occupa della misura e dell'interpretazione delle modalità con cui avviene il consumo di ossigeno da parte di un sistema biologico per degradare e rimuovere un substrato. Le misure respirometriche effettuate sui fanghi attivi si basano sulla variazione della concentrazione di ossigeno disciolto nel reattore (respirometro) e sul calcolo delle velocità con cui tale consumo avviene. Essendo infatti il consumo dell'ossigeno espressione dell'attività della biomassa, la respirometria può rivestire un ruolo per la misura dei parametri cinetici utili al controllo e alla modellazione del processo depurativo.

L'impiego della respirometria agli impianti di depurazione può consentire differenti applicazioni, tra le quali:

- la caratterizzazione dei reflui in ingresso all'impianto dal punto di vista della loro biodegradabilità;
- la quantificazione delle costanti cinetiche su cui si basa il dimensionamento del volume del reattore biologico;
- la definizione dei parametri per la stima della produzione di fanghi di supero;
- il fabbisogno di ossigeno per il fango attivo proveniente dalla vasca di ossidazione;
- l'eventuale effetto inibitorio da parte di reflui speciali conferiti.

È importante dunque disporre delle seguenti specifiche informazioni:

- le modalità di biodegradazione del COD totale presente nel refluo (frazionamento del COD);
- i parametri cinetici relativi al processo di biodegradazione del COD totale.

La parte più critica della respirometria non è tanto l'effettiva esecuzione dei test, quanto l'interpretazione dei risultati ottenuti e soprattutto la "progettazione" del test più adatto per lo specifico parametro o per le specifiche informazioni che si desiderano ottenere.

Per il "*consumo di ossigeno*" si intende la quantità complessiva di ossigeno utilizzata da un sistema biologico per espletare le funzioni cataboliche ed anaboliche in un certo tempo. La *velocità di consumo dell'ossigeno* rappresenta invece la quantità di ossigeno utilizzata nell'unità di tempo del sistema, quantità correlata alla velocità di reazione biologica.

In un fango attivo il consumo di ossigeno è dovuto principalmente ai seguenti contributi:

- la *respirazione*, da cui deriva l'energia necessaria a garantire le funzioni delle cellule: questo termine che si misura in assenza di substrato (il campione prima dell'esecuzione del test viene posto in aerazione per 24h) rappresenta il contributo **endogeno** del consumo di ossigeno;
- la *degradazione del substrato*, cioè il consumo di ossigeno necessario per l'ossidazione della sostanza organica o dei composti azotati presenti nel liquame alimentato e per la sintesi di nuovo materiale cellulare: questo termine rappresenta il contributo **esogeno** del consumo di ossigeno; la velocità di consumo di consumo dell'ossigeno durante la degradazione del substrato è molto più alta di quella relativa alla fase endogena.

I substrati rapidamente biodegradabili presenti nei reflui comportano una elevata richiesta di ossigeno a breve termine, con il diminuire del substrato la velocità di consumo dell'ossigeno progressivamente diminuisce, fino a raggiungere il valore della velocità endogena alla scomparsa del medesimo. Mentre per i substrati lentamente biodegradabili si misurano basse velocità di consumo di ossigeno, poco lontane da quella nella fase endogena.

Viene definito l'indice **OUR** (*Oxygen Utilisation Rate o Oxygen Uptake Rate*) come è la velocità di consumo dell'ossigeno da parte di un sistema biologico; il suo valore è rappresentato dalla pendenza della retta che interpola l'andamento decrescente dei valori di OD nel tempo. Il calcolo viene effettuato mediante regressione lineare utilizzando il metodo dei minimi quadrati.

Il consumo di ossigeno nel respirometro viene misurato facendo riferimento alle modalità di esecuzione del test con areazione discontinua. Con questa strategia, la velocità di respirazione del fango attivo viene misurata quando si interrompe l'insufflazione di ossigeno nel reattore elaborando matematicamente il tratto decrescente della concentrazione di ossigeno disciolto. Il test effettuato in condizioni aerobiche richiede di operare con concentrazioni di ossigeno non limitante.

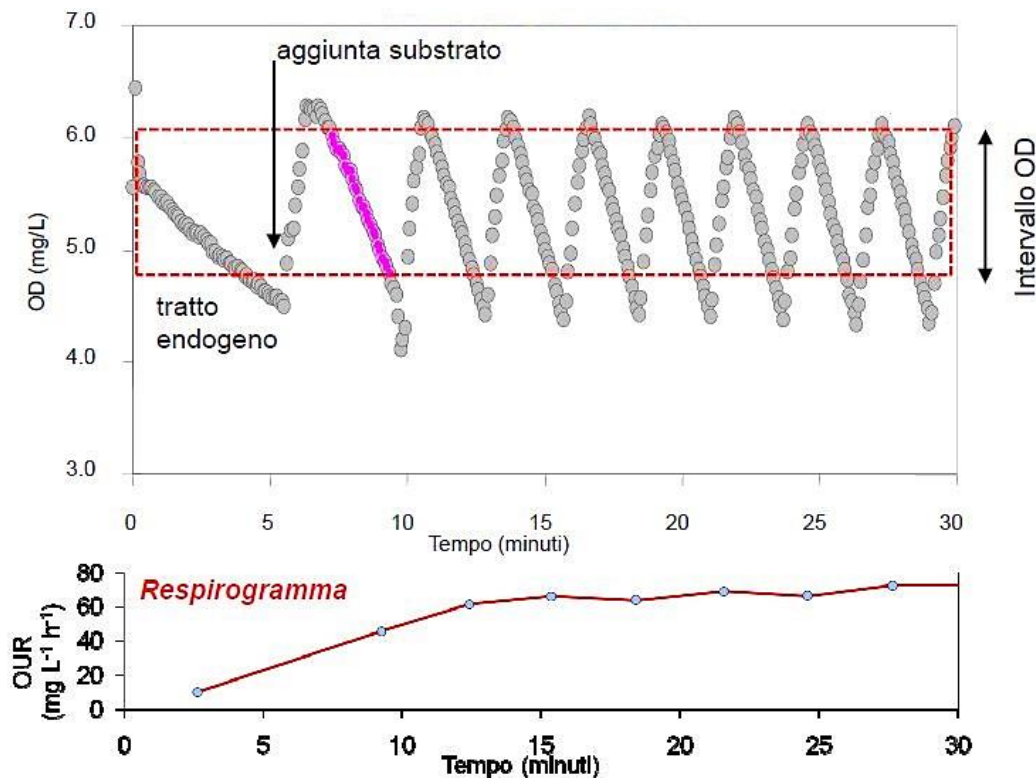


Fig. 14 – Esempio pratico di un respirogramma (Allestimento dei respirometri, componenti, procedure operative e software, Prof. Ing. Paola Foladori, Ing. Chiara Ciocchetta, Dipartimento di Ingegneria Civile, Ambientale e Meccanica, Università degli studi di Trento)

Le equazioni tradizionalmente utilizzate per il dimensionamento dei reattori a fanghi attivi fanno riferimento al BOD₅ che presenta però delle limitazioni, come ad esempio tempi di esecuzione del test (5-20 giorni) e l'inadeguata rappresentatività delle reali dinamiche del processo di depurazione. Si preferisce dunque far riferimento alla determinazione del COD e tramite prove respirometriche ottenere il suo frazionamento, la frazione biodegradabile può sostituire la misura del BOD₂₀.

1.5.1. FRAZIONAMENTO DEL COD

Il COD viene suddiviso in frazioni che hanno un ben preciso significato fisico ed impiantistico, alle quali sia associabile una velocità di ossidazione riferibile ad uno specifico processo di degradazione.

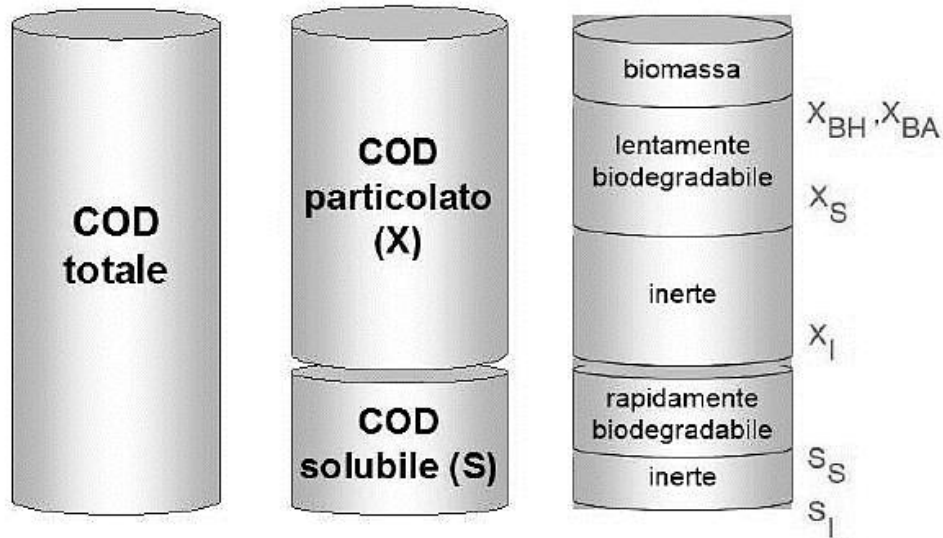


Fig. 15 – Frazionamento biochimico del COD totale semplificato (Frazionamento di COD e azoto nelle acque reflue, Prof. Ing. Paola Foladori, Ing. Chiara Ciocchetta, Dipartimento di Ingegneria Civile, Ambientale e Meccanica, Università degli studi di Trento)

La suddivisione tipica del COD è la seguente:

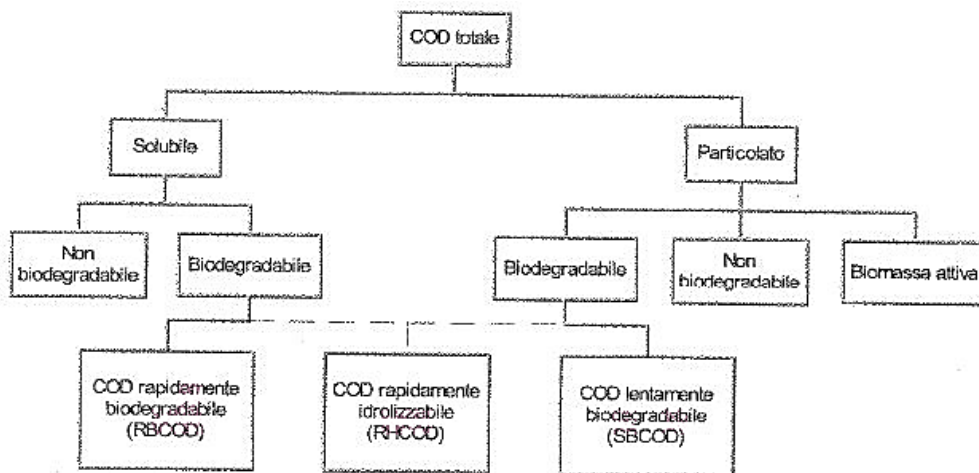


Fig. 16 – Schema del frazionamento del COD totale in acqua reflua (Respirometria applicata alla depurazione delle acque, principi e metodi, p. 61, G. Andreottola, P. Foladori, M. Ferrai, G. Ziglio)

Il COD totale può essere suddiviso in una parte solubile e una particolata. La frazione solubile può essere a sua volta suddivisa in biodegradabile e non biodegradabile. La frazione solubile

biodegradabile è rappresentata dal substrato rapidamente biodegradabile (RBCOD, *Readily Biodegradable COD*) e da parte del substrato rapidamente idrolizzabile (RHCOD, *Readily Hydrolyzable COD*), tralasciando quest'ultima che può ricadere all'interno della frazione particolata biodegradabile, l'RBCOD è quella che viene consumata all'interno dell'impianto.

La parte solubile non biodegradabile è quella che troviamo disciolta nell'effluente finale.

La frazione particolata, invece, può essere suddivisa in biodegradabile, non biodegradabile e una piccola percentuale di biomassa attiva (che in questa tesi verrà trascurata). Come già detto, nella frazione particolata biodegradabile potrebbe ricadere l'RHCOD, ma anche viene rappresentata dal substrato lentamente biodegradabile (SBCOD, *Slowly Biodegradable COD*). La frazione particolata non biodegradabile è quella che viene eliminata attraverso la linea fanghi.

La classificazione del COD si basa, non solo su una distinzione fisica ma anche sul diverso destino subito dal substrato organico durante le fasi di trattamento.

Un substrato è rapidamente biodegradabile o rapidamente idrolizzabile se viene rimosso in un tempo pari a qualche ora. È lentamente biodegradabile se per la sua degradazione sono necessarie più ore o anche un giorno. Questa distinzione basata sul tempo necessario per la biodegradazione si rapporta al tempo effettivamente disponibile in un impianto di depurazione convenzionale a fanghi attivi per l'ossidazione dei substrati.

La metodologia specifica delle prove verrà trattata nel capitolo 2, di seguito vengono approfonditi alcuni aspetti concettuali relativi alle singole frazioni rappresentate nello schema a blocchi in Fig. 15 e in Fig. 16:

- 1) Il COD totale si determina mediante analisi chimica;
- 2) Il COD solubile (S) si determina mediante analisi chimica dopo flocculazione e filtrazione del campione a 0.45 micrometri;
- 3) Il COD particolato (X) si determina come differenza tra il COD totale e il COD solubile;
- 4) Il COD rapidamente biodegradabile (S_s) è costituito da molecole di piccole dimensioni che possono essere direttamente metabolizzate, in particolare sono acidi grassi volatili, alcoli (etanolo, metanolo), peptoni ed amminoacidi. Rappresenta in genere circa il 10-20% del COD totale in acque reflue. La determinazione di tale frazione può essere determinata per via respirometrica mediante uno specifico test per la determinazione diretta dell'RBCOD;
- 5) Il COD rapidamente idrolizzabile (RHCOD), si considera che tale frazione sia presente sia nella fase solubile che anche in quella organica particolata. Per questo, in alcuni modelli, tale frazione viene inglobata in quella lentamente biodegradabile. Costituisce in genere il 15-20% del COD totale, l'idrolisi in condizioni aerobiche è rapida e si realizza nell'arco di poche ore e per questo la sua concentrazione può essere influenzata già dal tempo trascorso in fognatura. La quantificazione di questa frazione per via respirometrica non è di semplice realizzazione, in quanto essendo sia solubile che particolato, può essere anche bioflocculata da parte del fango attivo;

- 6) Il COD lentamente biodegradabile (X_S), è rappresentato dal materiale particolato e colloidale del COD biodegradabile. Costituisce la maggior quantità della sostanza organica biodegradabile presente, con una percentuale nei reflui civili grezzi in genere variabile tra il 40-60% del COD totale. È costituito dall'insieme di molecole complesse di notevoli dimensioni che necessitano di essere idrolizzate prima di poter essere metabolizzate. La velocità con la quale questa frazione viene degradata, sia in condizioni aerobiche che anossiche, è limitata dalla velocità di processo di idrolisi enzimatica. La quantificazione di questa frazione può essere effettuata mediante test respirometrico prolungato, di durata pari a circa 1 giorno;
- 7) Il COD interte, è presente per il 15% del COD totale, è costituito da molecole di varia dimensione ed è presente sia in forma solubile (S_i) che particolata (X_i). La frazione inerte solubile può essere quantificata o mediante bilancio di massa o in modo indipendente. Il COD solubile inerte può essere infatti misurato con un'analisi del COD solubile flocculato residuo presente in un campione sottoposto ad un test di areazione prolungato. Il COD inerte particolato invece si può determinare solo da bilancio di massa, la frazione inerte solubile si determina per differenza tra S (da analisi chimiche) ed S_S (da respirometria), mentre la frazione inerte particolata si determina per differenza tra X e X_S ;
- 8) La biomassa attiva X_H è stata introdotta solo recentemente nel frazionamento, è costituita da cellule batteriche attive presenti nel refluo grezzo ed in grado di svolgere anch'esse un ruolo depurativo nella rete di fognatura e nell'impianto stesso. Per la quantificazione della biomassa attiva si può eseguire un test respirometrico in cui viene misurata solo la biomassa effettivamente in grado di mostrare un'attività respiratoria. Il metodo respirometrico rappresenta una misura indiretta, mentre per la quantificazione diretta è necessario ricorrere a metodi avanzati di biologia molecolare sulla base della marcatura fluorescente degli acidi nucleici cellulari (Ziglio *et al.* 2002).

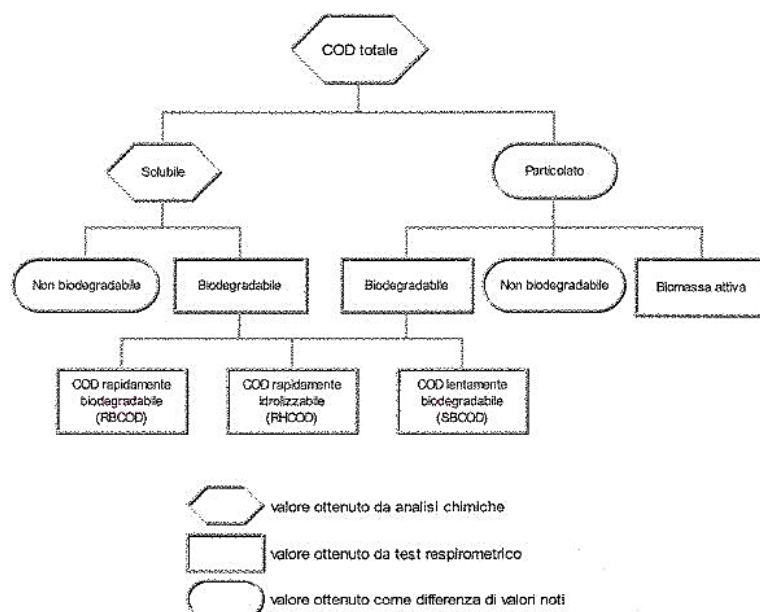


Fig. 17 – Rappresentazione approcci per il frazionamento del COD (Respirometria applicata alla depurazione delle acque, principi e metodi, p. 68, G. Andreottola, P. Foladori, M. Ferrai, G. Ziglio)

L'approccio respirometrico, sebbene costituisca il metodo più preciso per il frazionamento del COD, presenta alcuni limiti, come la necessità di essere trasferito ed automatizzato per un'applicazione di routine. Viene quindi proposto in alternativa un approccio semplificato basato su dati convenzionali per la determinazione dell'intero frazionamento del COD partendo da analisi chimiche convenzionali, comunemente effettuate sugli impianti di depurazione esistenti. In particolare, vengono considerati i seguenti parametri: COD, COD filtrato, BOD₅ e SST. La sintesi della procedura da applicare è riportata in Tab. 1. Questo approccio è però applicabile solo a impianti già esistenti, in cui sia possibile effettuare analisi sulle acque reflue in ingresso ed in uscita.

Parametro	Metodo
COD totale	Analisi chimica
COD solubile (S)	Analisi chimica dopo flocculazione e filtrazione
BOD ₅	Analisi chimica
COD biodegradabile (COD _B)	Conversione del valore di BOD ₅
COD solubile non biodegradabile (S _I)	Analisi chimica nell'effluente trattato
COD rapidamente biodegradabile (S _S)	Differenza di valori noti $S_S = S - S_I$
COD particolato (X)	Differenza di valori noti $X = \text{COD}_{\text{totale}} - S$
COD lentamente biodegradabile (X _S)	Differenza di valori noti $X_S = \text{COD}_B - S_S$
COD particolato non biodegradabile (X _I)	Differenza di valori noti $X_I = X - X_S$
Biomassa attiva eterotrofa (X _{BH})	Considerata trascurabile
Biomassa attiva nitrificante (X _{BA})	Considerata trascurabile

Tab. 1 – Sintesi dell'approccio semplificato basato sui dati convenzionali per la completa determinazione delle frazioni del COD

Si assume che tutto il COD biodegradabile si ottenga dalla conversione del relativo valore di BOD₅, seguendo il procedimento seguente:

$$\text{BOD}_\infty = \frac{\text{BOD}_5}{1 - e^{-5 \cdot K_{\text{bod}}}} = \frac{\text{BOD}_5}{0,68} = 1,47 \text{ BOD}_5 \quad (\text{con valore tipico } K_{\text{bod}} 0,23 \text{ d}^{-1} \text{ a } 20^\circ\text{C})$$

$$\text{COD}_B = \frac{\text{BOD}_\infty}{1 - f_{\text{BOD}}} \quad (\text{range tipico } f_{\text{BOD}} = 0,15 \div 0,20)$$

Il COD solubile non biodegradabile viene posto uguale al COD in uscita dell'impianto, mentre il COD solubile, il COD e il BOD₅ all'ingresso devono essere determinati tramite analisi chimica. I restanti valori sono determinati tramite differenze tra i valori noti o calcolati come riportato dalla Tab. 1.

1.5.2. PRINCIPI DEI MODELLI AVANZATI PER LA SIMULAZIONE DEI SISTEMI A FANGHI ATTIVI

La modellazione dei processi coinvolti negli sviluppi biologici che avvengono all'interno degli impianti di depurazione è volta alla comprensione delle cinetiche e delle stechiometrie degli stessi, e la quantificazione dei parametri in gioco assume un ruolo essenziale. I modelli impiegati devono essere semplici ma anche completi, ed includere tutti gli elementi che entrano in gioco. Il primo modello considerava la sola rimozione della sostanza organica, con il tempo i modelli sono stati perfezionati ed includono ulteriori processi, come la rimozione del fosforo, la nitrificazione e la denitrificazione.

L'impiego dei modelli può essere utile nelle seguenti applicazioni:

- verifica di dimensionamento di impianti da realizzare ex-novo;
- supporto nell'adeguamento di impianti esistenti (simulazione di diverse configurazioni impiantistiche);
- supporto alla gestione di impianti esistenti (supporto decisionale per affrontare diversi scenari operativi);
- gestione in modalità automatica di alcuni parametri operativi (O.D. in vasca, ricircolo miscela aerata, ecc..) in funzione dei livelli nell'effluente; in questo caso l'implementazione di un modello semplificato validato e costantemente ricalibrato da dati relativi da sensori on-line (portata, COD o TOC, nutrienti, SST, ecc..) permette di disporre di un impianto "quasi virtuale". Si tratta di applicazione futuribile, vincolata alla disponibilità di molti dati di monitoraggio on-line.

Scenari di indagine valutabili con l'ausilio di modelli di simulazione sono per esempio: la variazione della concentrazione di ossigeno nei reattori biologici, ai fini della riduzione dei consumi energetici, la verifica del sovraccarico sopportabile da un impianto di depurazione (nuovi allacciamento o trattamento bottini) e l'implementazione di un nuovo schema operativo come nel caso della denitrificazione in simultanea mediante aereazione intermittente.

Il modello ASM1 (*Activated Sludge Model 1*) proposto da Task Group dell'IAWQ (Henze *et al.*, 1987) è nato con lo scopo di rivedere i modelli esistenti e sviluppare un più semplice modello matematico con la capacità di predire realisticamente le performance di un sistema a fanghi attivi per l'ossidazione del carbonio, la nitrificazione e la denitrificazione dei composti azotati.

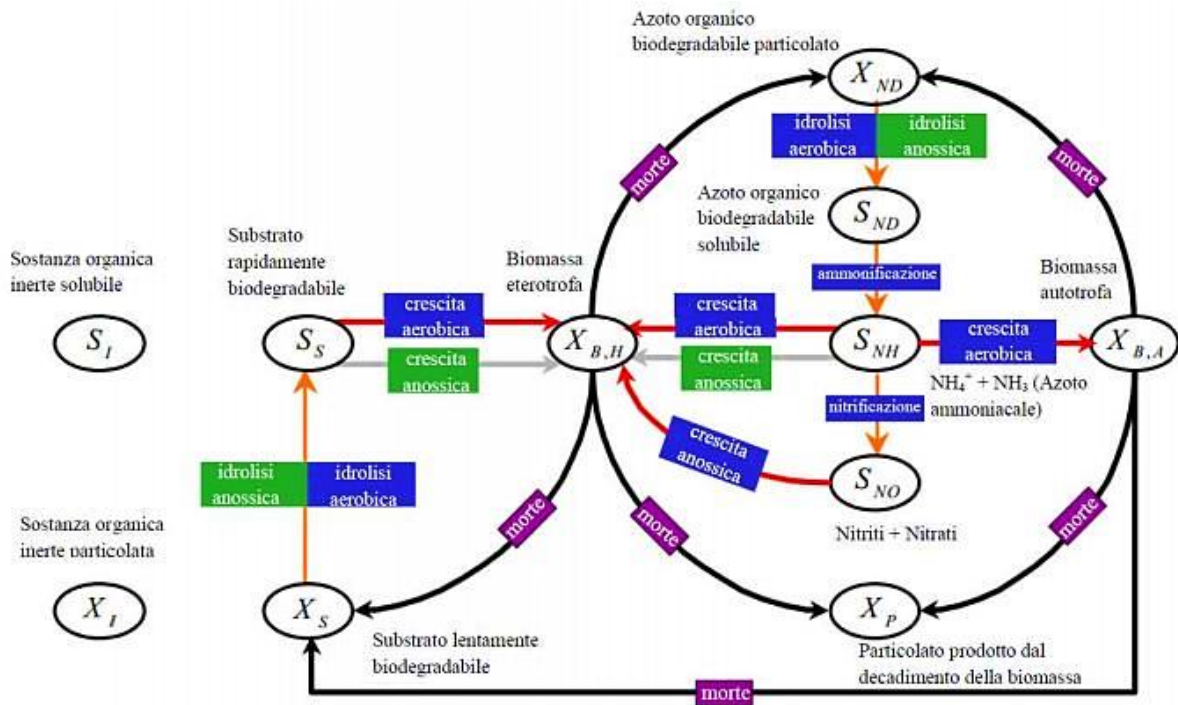


Fig. 19 – Schematizzazione del modello AMS1 (modificato da Alex *et. al*, 2008)

In particolare, il modello ASM1 è un modello a rappresentazione matriciale in cui, rispetto alle versioni precedenti, sono state introdotte due ipotesi importanti: l'ipotesi di doppio substrato e ciclo batterico, basato sulla *death generation*, e la suddivisione del COD in lentamente e rapidamente biodegradabile. Esso tiene conto della degradazione del substrato carbonioso e dell'azoto, e modella due biomasse, quella eterotrofa e quella autotrofa.

La prima ipotesi è stata introdotta nel tentativo di individuare le reazioni che avvengono durante la morte dei microrganismi, e ciò è stato possibile introducendo un'equazione cinetica del prim'ordine. Riguardo la denitrificazione è stato inserito un percorso separato tra idrolisi e crescita.

Il modello ASM1 non tiene però conto del fenomeno del bulking e della rimozione di microinquinanti.

L'evoluzione successiva al modello 1, ASM2, rappresenta una evoluzione della prima versione, in quanto comprende la rimozione del fosforo per via chimica e biologica, la biomassa viene considerata con una struttura cellulare propria; questo modello diviene indispensabile nella

modellazione di impianti con un'ampia porzione del comparto biologico in condizioni anossiche o anaerobiche, in cui si verifica la rimozione del fosforo. ASM2 è stato poi implementato con la versione ASM2d che considera gli organismi fosforo accumulanti (PAO), i quali possono usare prodotti organici accumulati anche per denitrificare.

Se nel modello si tiene conto della digestione anaerobica è bene prendere in considerazione di utilizzare un *Modello Metabolico*, che stima la produzione di biogas e di alcalinità, ma all'aumentare delle componenti del sistema anche la complessità aumenta.

La modellazione può essere:

- statica, se supponiamo flussi e carichi costanti nel tempo;
- dinamica, se consideriamo la variabilità temporale delle concentrazioni e delle portate.

La modellazione statica è alla base del processo di modellazione, è più semplice della simulazione dinamica ma meno rappresentativa delle reazioni che avvengono nella realtà.

In questa tesi verrà utilizzato WEST (*World-wide Engine for Simulation and Training*), un software sviluppato dal Dipartimento di Matematica Applicata, Biometrica e Controllo dei processi dell'Università di Gent, in Belgio, e successivamente acquisito dalla società DHI, per la modellazione degli impianti di trattamento delle acque reflue, industriali o civili, tramite simulazione dei processi biologici e fisici. Attualmente è utilizzato sia in fase di progettazione, per verificare l'efficacia dell'impianto progettato, sia in fase operativa dell'impianto, per verificare l'impatto di eventuali modifiche impiantistiche o una variazione delle condizioni in ingresso, con anche una valutazione dei costi operativi.

OBIETTIVO DELLA RICERCA

L'obiettivo della seguente tesi è quello di analizzare la funzionalità del processo depurativo dell'impianto di depurazione a fanghi attivi di Forlì che, con una potenzialità di 250.000AE, in quanto i CAS sono tra i più diffusi e tradizionali impianti di trattamento delle acque reflue.

Si vuole caratterizzare la biomassa attiva dell'impianto di depurazione di Forlì, effettuando una serie di prove analitiche ed un frazionamento, sia attraverso prove respirometriche sia attraverso un approccio semplificato basato sui dati convenzionali.

Dopo aver eseguito analisi chimiche-biologiche, ed ottenuta una valida ripartizione del COD è stata eseguita una modellazione software attraverso il programma di simulazione WEST, con lo scopo di indagare l'andamento del processo depurativo e di valutare eventuali scenari gestionali alternativi.

Infine, è stata analizzata la qualità dell'effluente e del processo depurativo cercando una correlazione tra i risultati, sopra ottenuti, con delle analisi microscopiche, eseguite su campioni di fango attivo, attraverso l'individuazione di "microrganismi scelti" nella microfauna come indicatori.

A seguito di una analisi sui batteri fiocco formatori, per mezzo di colorazioni Gram positivi, Gram negativi e Niesser, sono state indagate le possibili criticità disfunzionali che possono portare alla formazione di bulking e schiume in superficie o ad una non corretta metabolizzazione della sostanza organica e una non ottimale sedimentabilità del fango attivo.

CAPITOLO 2

MATERIALI E METODI

2.1. TEST RESPIROMETRICI

In questo capitolo verranno descritte la strumentazione e le metodiche di laboratorio utilizzate durante le prove analitiche dei test respirometrici.

2.1.1. ALLESTIMENTO RESPIROMETRO, PREPARAZIONE CAMPIONI E REAGENTI

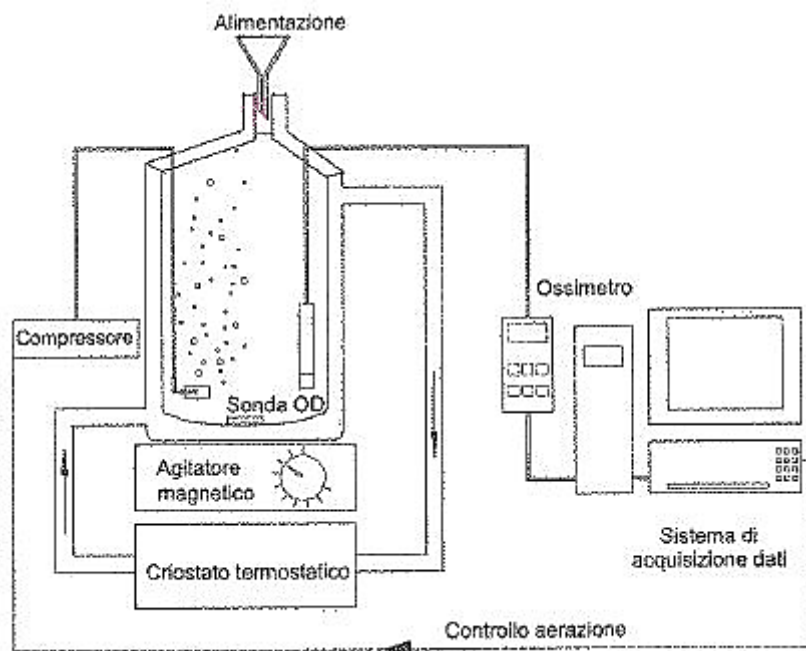


Fig. 20 – Rappresentazione schematica di un respirometro da laboratorio (Dal monitoraggio convenzionale alla verifica avanzata del processo a fanghi attivi, p. 40, G. Andreottola, P. Foladori, G. Ziglio)

Le componenti che costituiscono il modello di respirometro adottato sono le seguenti:

- reattore in vetro dal volume di 2 litri, dotato di intercapedine per la termostatazione ad acqua del campione (termostato che non verrà utilizzato in quanto, durante le prove, la temperatura si è mantenuta pressoché costante a 20°C). Inoltre, il reattore è dotato di

un tappo sagomato, sul quale sono presenti tre fori: uno centrale per l'allocazione della sonda che misura l'ossigeno disciolto e due più piccoli per l'inserimento del tubo di diffusione dell'area e per l'aggiunta dei reagenti. Il coperchio svolge anche la funzione di isolare il contenuto del reattore dall'esterno in modo da ridurre lo scambio diffusivo di ossigeno all'interfaccia liquido-aria;

- compressore per l'insufflazione dell'area nel reattore mediante un tubicino munito all'estremità di un microdiffusore poroso;
- agitatore magnetico per la miscelazione in continuo del campione (lunghezza di 3cm con velocità di rotazione pari a 400-500 rpm). La corretta velocità dell'agitatore deve essere quella che permette la completa miscelazione del campione senza creare vortici sulla superficie liquida che causerebbero un incremento della riossigenazione spontanea del campione;
- sonda per la misura dell'ossigeno disciolto collegata ad un ossimetro, disposta al centro del reattore e a metà altezza dello stesso, in modo tale da non risentire di interferenze delle pareti e del movimento dell'agitatore. L'ossimetro deve essere dotato di un sistema di acquisizione dati e connessione con PC;
- un PC con software per l'acquisizione dei dati, il programma utilizzato è Oxy-LISA e un software per elaborazione dei dati acquisiti (es. fogli di calcolo Excel).

Misura del consumo di ossigeno

Il consumo di ossigeno nel respirometro viene misurato facendo riferimento alla modalità di aerazione discontinua. Con questa strategia, la velocità di respirazione del fango attivo (OUR) viene misurata quando si interrompe l'aerazione ed il software elabora matematicamente il tratto discendente della concentrazione di ossigeno disciolto. Il set-point nel quale far avviare ed arrestare l'aerazione viene impostata manualmente in base alle caratteristiche del campione in esame. Il range ideale è compreso fra 4 (avvio del compressore) e 5 (arresto del compressore) mgO_2/l , con un $\Delta\text{O}_2=1 \text{ mg/l}$ ottimale. Per reflui che lavorano ad OUR generalmente alti (es. 20 mg/l/h), a causa della ri-ossigenazione ostacolata dall'elevato tasso di consumo dell'ossigeno disciolto, si consiglia di abbassare il range a 3-4 mgO_2/l con un ΔO_2 compreso tra 1.5-2 mg/l ; viceversa, per una biomassa che lavora a OUR inferiori (es. 5 mg/l/h) si consiglia di adottare un range compreso fra 5-6 mgO_2/l con $\Delta\text{O}_2=0.5-1 \text{ mg/l}$. In ogni caso l'OUR del fango in analisi non deve essere inferiore di 2 mg/l/h , altrimenti la prova non può ritenersi valida.

Attraverso il software Oxy-LISA con un sistema di trasmissione dati USB si può avere lo spostamento dati dalla sonda al PC e regolare in autonomia l'aerazione. Facendo riferimento alla Fig. 21, il set-point dell'ossigeno disciolto viene regolato nel riquadro in basso a sinistra (evidenziato in verde) ed in questo si sceglie in quale range di OD calcolare l'OUR; nel riquadro in alto a sinistra (evidenziato in rosso) si può nominare il file di lavoro, leggere ogni tre secondi il valore di ossigeno disciolto misurato dalla sonda, i comandi per avviare/pausa/interrompere la prova ed i comandi di gestione

del compressore che può essere impostato in automatico/acceso/spento. Nel riquadro a destra (azzurro) vengono gestiti i parametri di visualizzazione grafica.

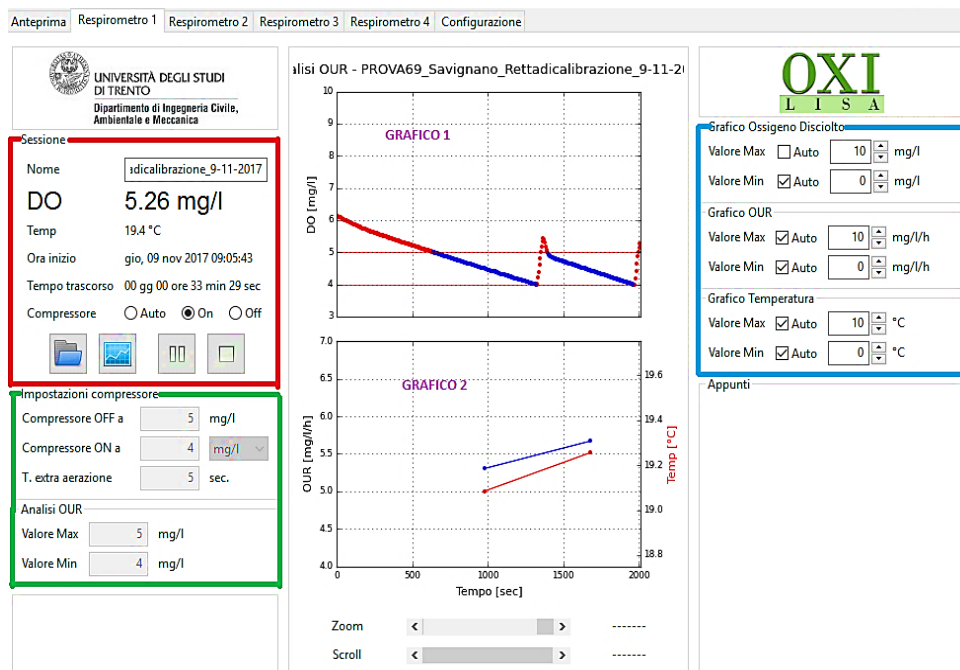


Fig. 21 – Schermata di Oxy-LISA

Nella schermata centrale in “Grafico 1” si può visualizzare l’andamento nel tempo dell’ossigeno disciolto all’interno del reattore, i tratti in blu sono quelli in cui viene calcolata la velocità di consumo dell’ossigeno, l’OUR, che viene poi rappresentato nella finestra denominata “Grafico 2” insieme alla misura della temperatura. Il vantaggio di Oxy-LISA rispetto ad altri software (es. OURSys) è la capacità di poter effettuare fino a quattro prove in parallelo, ossia fino a quattro respirometri collegati ad un unico computer e quindi avere un minor numero di cavi.

Sia per il frazionamento del COD che per la misura delle costanti cinetiche i test respirometrici sono effettuati utilizzando il fango attivo prelevato dal reattore biologico dell’impianto di depurazione in esame. Dopo il prelievo, il fango attivo viene mantenuto in condizioni aerate per almeno un giorno con lo scopo di eliminare il COD biodegradabile ancora presente e assicurare il raggiungimento della fase endogena per l’inizio dei test ed evitare possibili fasi transitorie nel respirogramma. Inoltre, la concentrazione ottimale dei solidi sospesi totali all’interno del campione di fango è di 4 gSST/l, nel caso in cui ha una concentrazione compresa fra 3 e 5gSST/l può essere usato tal quale, altrimenti se maggiore di 5gSST/l il campione deve essere diluito con l’effluente o con acqua di rubinetto.

Nel caso di valutazione dell’attività dei soli batteri eterotrofi presenti nel fango attivo o per la caratterizzazione dei substrati carboniosi, deve essere inibita l’attività dei batteri autotrofi, impedendo che avvengano fenomeni di nitrificazione all’interno del reattore. A tal fine è indicato il dosaggio ad inizio prova di alliltiourea (ATU), è un prodotto in grado di inibire l’attività dei batteri nitrosanti. Si consiglia un dosaggio di ATU 10-20 mg in 1 litro.

Per la preparazione di tutti i reagenti è necessario disporre della seguente attrezzatura da laboratorio:

- normale vetreria da laboratorio;
- matraccio da 500ml;
- pipette graduate da 10 ml;
- cilindro graduato;
- porcellino;
- bilancia analitica con risoluzione di almeno due decimali;
- navicella;
- acqua distillata.

Per effettuare i test respirometrici è necessario disporre dei seguenti reagenti, da utilizzare a seconda dei test da eseguire, i reagenti sono tutti allo stato solido sotto forma di sale e per questo necessitano di essere disciolti in acqua distillata in modo da essere pronti alla concentrazione voluta:

➤ Alliltiurea (ATU)

Si pesano 5.00 g di Alliltiurea all'interno della navicella appoggiata sulla bilancia e dopo aver eseguito la "tara"; si versa il sale dalla navicella al matraccio da 500 ml e la si sciacqua con acqua distillata che viene riversata poi all'interno del matraccio. Il matraccio viene riempito per metà con acqua distillata e si agita fin tanto che tutto il sale non risulti sciolto, infine si riempie il matraccio fino a quando il menisco inferiore della soluzione di riempimento diventa tangente alla tacca di misura tracciata sul collo del matraccio stesso. In questo modo si avranno 500 ml di soluzione acquosa di Alliltiurea con concentrazione pari a 10 g/l.

➤ Cloruro di ammonio (NH_4Cl)

Si pesano 6.23 g di Cloruro di ammonio all'interno della navicella appoggiata sulla bilancia e dopo aver eseguito la "tara"; si versa il sale dalla navicella al matraccio da 500 ml e la si sciacqua con acqua distillata che viene riversata poi all'interno del matraccio. Il matraccio viene riempito per metà con acqua distillata e si agita fin tanto che tutto il sale non risulti sciolto, infine si riempie il matraccio fino a quando il menisco inferiore della soluzione di riempimento diventa tangente alla tacca di misura tracciata sul collo del matraccio stesso. In questo modo si avranno 500 ml di soluzione acquosa di Cloruro di ammonio con concentrazione di azoto ammoniacale pari a 5 g/l.

➤ Nitrato di Sodio (NaNO_2)

Si pesano 7.50 g di Sodio nitrito all'interno della navicella appoggiata sulla bilancia e dopo aver eseguito la "tara"; si versa il sale dalla navicella al matraccio da 500 ml e la si sciacqua con acqua distillata che viene riversata poi all'interno del matraccio. Il matraccio viene riempito per metà con acqua distillata e si agita fin tanto che tutto il sale non risulti sciolto, infine si riempie il matraccio fino a quando il menisco inferiore della soluzione di riempimento diventa tangente

alla tacca di misura tracciata sul collo del matraccio stesso. In questo modo si avranno 500 ml di soluzione acquosa di Sodio nitrito con concentrazione di azoto nitroso pari a 10 g/l.

➤ Sodio Acetato (CH_3COONa)

Per la preparazione dell'Acetato è necessario calcolare la quantità di sale da pesare in modo da avere la concentrazione desiderata. Per farlo si adotta il seguente procedimento: si calcola il peso molecolare dell'Acetato e dell'Acetato di sodio

$$C = 12 \text{ g/mol}, H = 1 \text{ g/mol}, O = 12 \text{ g/mol}, Na = 23 \text{ g/mol}$$

$$\text{dunque, } \text{CH}_3\text{COONa} = 82 \text{ g/mol e } \text{CH}_3\text{COO} = 59 \text{ g/mol}$$

dalla seguente proporzione è possibile calcolare la quantità di sale da pesare:

$$\frac{\text{Peso molecolare } \text{CH}_3\text{COONa}}{\text{Peso molecolare } \text{CH}_3\text{COO}} = \frac{x \text{ (sale da pesare)}}{\text{Concentrazione cercata (10 g/l)}} \rightarrow x = \frac{82 \text{ g/mol}}{59 \text{ g/mol}} \times \frac{10 \text{ g}}{\text{mol}} = 13.898 \text{ g/l}$$

Quindi si pesano 6.95 g di Acetato di Sodio all'interno della navicella appoggiata sulla bilancia e dopo aver eseguito la "tara"; si versa il sale dalla navicella al matraccio da 500 ml e la si sciacqua con acqua distillata che viene riversata poi all'interno del matraccio. Il matraccio viene riempito per metà con acqua distillata e si agita fin tanto che tutto il sale non risulti sciolto, infine si riempie il matraccio fino a quando il menisco inferiore della soluzione di riempimento diventa tangente alla tacca di misura tracciata sul collo del matraccio stesso. In questo modo si avranno 500 ml di soluzione acquosa di Acetato di Sodio con concentrazione di Acetato pari a 10 g/l.

2.1.2. ANALISI CHIMICHE

In aggiunta alle prove respirometriche, eseguite sul fango della vasca biologica dell'impianto di Forlì, sono state eseguite su ogni campione prelevato di influente dopo la dissabbiatura e di effluente prima della disinfezione, analisi di tipo chimico, quali COD totale, COD solubile e, anche sul fango attivo, la misura dei solidi sospesi totali.

COD totale

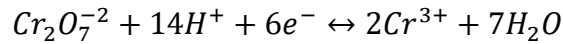
La determinazione del COD totale è stata effettuata sui campioni di influente (prelevati dopo la dissabbiatura) e di effluente (prima del trattamento di disinfezione), secondo le metodiche convenzionali indicate dagli Standard Methods (APHA, AWWA, WEF, 1998) o dai metodi IRSA-CNR (1994). Per questa analisi sono stati utilizzati i kit per le analisi chimiche dove, basandosi sullo stesso principio della titolazione, il campione viene aggiunto direttamente alla fiala predosata di reagente, accuratamente miscelata e viene sottoposta a digestione per due ore a 148°C.

All'interno della cuvetta sono presenti:

- un eccesso di dicromato di potassio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$) in ambiente acido per acido solforico (H_2SO_4);
- solfato di argento (Ag_2SO_4), come catalizzatore della reazione;

- solfato di mercurio (HgSO₄), necessario per l'eliminazione di eventuali cloruri interferenti.

Il dicromato di potassio è un sale di cromo esavalente dal colore arancio brillante ed è un ossidante molto forte, con il dicromato si può ossidare il 95-100% della materia organica. Una volta che il dicromato ossida una sostanza, viene convertito in una forma di cromo trivalente, di colore verde opaco, secondo la reazione:



Durante la digestione, è necessario avere ossidante in eccesso, questo assicura la completa ossidazione del campione ed è importante determinarne la quantità. Dopo aver fatto raffreddare la cuvetta la lettura viene effettuata attraverso uno spettrofotometro.



Fig.22 – Cuvette utilizzate per la determinazione del COD totale e del COD solubile

COD solubile

La metodica per la misura del COD solubile è la stessa del COD totale, differiscono solo per il campione che è sottoposto inizialmente a filtrazione tramite membrana con porosità pari a 0.45µm, e porta alla misura di un COD filtrato compreso delle sostanze colloidali.

Solidi Sospesi Totali

La misura dei solidi sospesi totali è stata effettuata sui campioni influenti ed effluenti, come per la misura del COD, e sul fango attivo diluito 20X con acqua di rubinetto; la concentrazione dei solidi nel fango è un indice per le prove respirometriche, in quanto una concentrazione ottimale è pari a 4 gSST/l, ma vengono comunque accettate concentrazioni comprese tra 3 e 5 gSST/l, concentrazioni maggiori richiedono la diluizione del campione.

Per la prova vengono utilizzate due cuvette in vetro da 10 ml, una riempita di acqua distillata che costituisce lo “zero” nello spettrofotometro, l'altra viene riempita di campione, opportunamente miscelato, e inserita all'interno dello strumento si può leggere immediatamente il valore dei solidi sospesi totali in mg/l.

2.1.3. ESECUZIONE TEST RESPIROMETRICI

Si descrivono di seguito le prove respirometriche standardizzate, la loro metodica e la rielaborazione dati.

2.1.3.1. Curva di calibrazione

Per la quantificazione dell'RBCOD è necessario disporre di una curva di calibrazione che esprima la correlazione tra il COD aggiunto (come acetato di sodio) ed il relativo consumo di ossigeno da parte del fango attivo. Il COD dell'acetato può essere determinato teoricamente o per misura sperimentale, da quest'ultima è stato dimostrato come il rapporto tra COD e acetato è pari a 0.75 gCOD/gAcetato mentre quello teorico è pari a 0.78 gCOD/gAcetato. La leggera differenza tra questi due valori è riconducibile alla frazione volatilizzabile durante l'analisi chimica del COD, per questo si preferisce prendere il valore teorico. Per calcolare la curva di calibrazione tra OD utilizzato e COD consumato è necessario disporre di 5-6 punti, ogni punto è ottenuto con un differente dosaggio di acetato. La curva può considerarsi valida per due mesi sullo stesso impianto, è indipendente dalla concentrazione del fango attivo utilizzato e la bontà della retta è funzione dell' R^2 , che più è prossimo all'unità più risulta essere precisa. La pendenza della retta è il coefficiente da utilizzare per la determinazione dell'RBCOD.

Reagenti:

- Alliltiourea (ATU) con concentrazione di 10 g/l;
- Acetato di Sodio (CH_3COONa) diluito 1:10 con acqua distillata.

Procedimento:

- inserire all'interno del becher di vetro l'ancoretta e 1,4l di campione di fango (se dovesse esserci perdita di biomassa il campione può essere diluito con il refluo in uscita impianto);
- accendere l'agitatore sul quale viene poggiato il becher, e posiziona al di sopra del contenitore il tappo sagomato con la pietra porosa, collegata al compressore, e la sonda per la misura dell'ossigeno;
- aggiungere 10 ml di ATU per inibire i nitrificanti;

- accendere l'acquisitore ed il PC, sull'acquisitore assicurarsi che avvenga il trasferimento di dati con il PC premendo prima "Output" per qualche secondo e poi "Enter";
- se la concentrazione di ossigeno disciolto nel campione è prossima al valore massimo del set-point assegnato si può far partire la prova ed acquisire 3-4 punti di endogena;
- se i punti di endogena sono costanti si può impostare il compressore su "on" e portare il fango a saturazione;
- arrivato a saturazione e preso un numero ragionevole di punti di OD (un plateau) si può aggiungere il primo dosaggio di 6 ml di Acetato di Sodio e, contemporaneamente, staccare l'aerazione;
- a questo punto inizierà ad esserci un consumo di ossigeno molto rapido e una volta terminato l'alimento la velocità di consumo dell'OD inizierà a diminuire, e sarà visibile un cambio di pendenza, continuare la prova fino a quando l'OD scenderà di almeno 2 punti dal cambio di pendenza;
- ripetere le operazioni con dosaggi da 8, 10, 12 e 14 ml di Sodio Acetato.

Elaborazione dati

- prendere per ogni dosaggio i dati di ossigeno disciolto all'interno del file ". SMP". Il file all'interno, dopo aver riordinato il testo in colonne, ha 4 colonne di dati: il tempo in secondi, il tempo in ore, l'OD in milligrammi/litro e la temperatura in gradi Celsius.
- si considerano, per ogni dosaggio, solo i valori di ossigeno disciolto compresi tra la saturazione fino all'ultimo valore misurato, si suddividono i valori di OD in 3 distinte colonne: i dati che formano il plateau, i valori di esogena e i valori di endogena.
- per i dati di endogena si imposta una linea di tendenza lineare che restituisca a video l'equazione $y = m \cdot x + q$, dove i valori m e q verranno utilizzati in seguito nel calcolo del consumo di ossigeno.
- si calcolano a questo punto, per ogni dosaggio effettuato:

$$\Delta COD = \frac{Massa_{COD,aggiunta}}{Volume_{fango}}$$

$$OD_{residuo} = m \cdot t_{ultimo,plateau} + q$$

$$\Delta OD = OD_{saturazione} - OD_{endogeno,t ultimo plateau}$$

$$Y_{H, reale} = 1 - \frac{\Delta OD}{\Delta COD}$$

$$C_{RBCOD} = \frac{RBCOD_{aggiunto}}{Volume_{refluo}} \cdot 1000$$

Calcolati per tutti i dosaggi ΔCOD e ΔOD si graficano in ascissa i valori di RBCOD come acetato introdotti e in ordinata la variazione di consumo di ossigeno, la pendenza della retta servirà per il calcolo della frazione rapidamente biodegradabile.

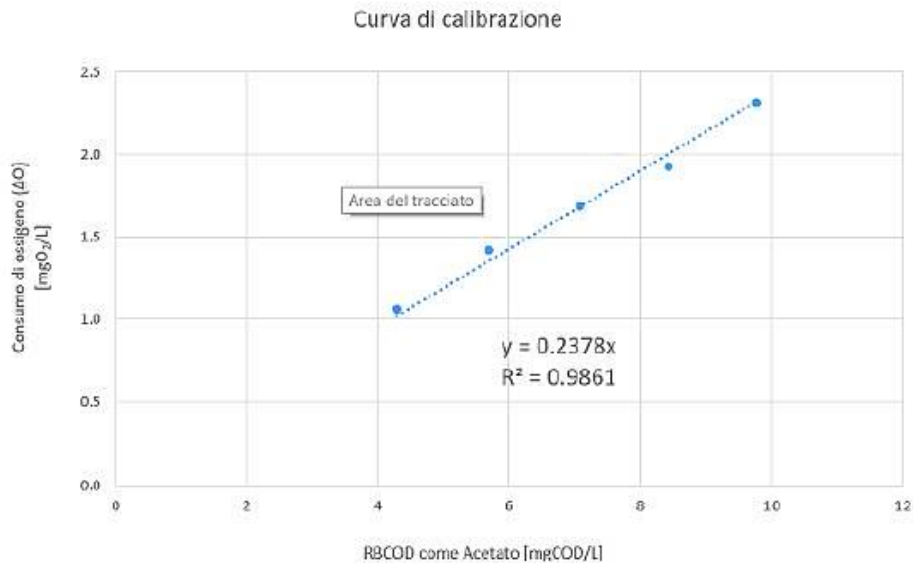


Fig. 23 – Esempio Curva di Calibrazione

2.1.3.2. COD rapidamente biodegradabile (RBCOD)

Il metodo si basa sull'ipotesi che la biomassa attiva assimila la frazione rapidamente biodegradabile del COD nello stesso modo in cui assimila l'acetato di sodio. Questo metodo permette la determinazione della concentrazione di RBCOD mediante un test a "singolo-OUR", poiché è sufficiente disporre di un unico tratto discendente della concentrazione di OD. L'RBCOD viene calcolato a partire dall'OD consumato sulla base di una curva di calibrazione mediante acetato di sodio secondo la procedura formulata da Xu e Hultman (1996) e poi ripresa da Ziglio et al. (2001). Il vantaggio principale di questa prova è la rapidità con la quale viene eseguita, generalmente può ritenersi conclusa in 30 minuti o massimo 1 ora.

Reagenti:

- Alliltiourea (ATU) con concentrazione di 10 g/l;
- Refluo in ingresso prima della sedimentazione primaria, così calcolato:
dalla retta di calibrazione supponiamo di avere un $\Delta O \approx 1.5 \text{ mgO}_2/\text{l}$ a cui corrispondono $5.7 \text{ mgCOD}/\text{l}$, nel reattore avremmo quindi $5.7 \text{ mgCOD}/\text{l} \times 1.4 \text{ l} = 7.98 \text{ mgCOD}$ e se consideriamo che l'RBCOD è circa il 20% del COD totale, il volume di reflujo da aggiungere sarà pari a

$$\frac{7.98 \times 1000}{\text{RBCOD stimato come 20\% del COD totale}}$$

Procedimento:

- inserire all'interno del becher di vetro l'ancoretta e 1,4l di campione di fango (se dovesse esserci perdita di biomassa il campione può essere diluito con il reflujo in uscita impianto);

- accendere l'agitatore sul quale viene poggiato il becher, e posiziona al di sopra del contenitore il tappo sagomato con la pietra porosa, collegata al compressore, e la sonda per la misura dell'ossigeno;
- aggiungere 10 ml di ATU per inibire i nitrificanti;
- accendere l'acquisitore ed il PC, sull'acquisitore assicurarsi che avvenga il trasferimento di dati con il PC premendo prima "Output" per qualche secondo e poi "Enter";
- se la concentrazione di ossigeno disciolto nel campione è prossima al valore massimo del set-point assegnato si può far partire la prova ed acquisire 3-4 punti di endogena;
- se i punti di endogena sono costanti si può impostare il compressore su "on" e portare il fango a saturazione;
- arrivato a saturazione e preso un numero ragionevole di punti di OD (un plateau) si può aggiungere la quantità di refluo calcolata e, contemporaneamente, staccare l'aerazione (se dovesse essere necessario aggiungere più di 100 ml di refluo bisogna prima interrompere l'aerazione e spegnere il mix, lasciare sedimentare per circa 20-30 minuti e togliere la quantità di surnatante pari alla quantità di refluo da aggiungere, poi si riparte dall'acquisizione dei 3-4 punti di endogena);
- a questo punto inizierà ad esserci un consumo di ossigeno molto rapido e una volta terminato l'alimento la velocità di consumo dell'OD inizierà a diminuire, e sarà visibile un cambio di pendenza, continuare la prova fino a quando l'OD scenderà di almeno 2 punti dal cambio di pendenza.

Elaborazione dati

- come per le singole aliquote della retta di calibrazione, anche nell'RBCOD vanno presi i dati del file ". SMP", con i valori di ossigeno disciolto. Il file all'interno, dopo aver riordinato il testo in colonne, ha 4 colonne di dati: il tempo in secondi, il tempo in ore, l'OD in milligrammi/litro e la temperatura in gradi Celsius.
- si considerano solo i valori di ossigeno disciolto compresi tra la saturazione fino all'ultimo valore misurato, si suddividono i valori di OD in 3 distinte colonne: i dati che formano il plateau, i valori di esogena e i valori di endogena.
- per i dati di endogena si imposta una linea di tendenza lineare che restituisca a video l'equazione $y = m \cdot x + q$, dove i valori m e q verranno utilizzati in seguito nel calcolo del consumo di ossigeno.
- si calcolano a questo punto:

$$OD_{endogeno,t \text{ ultimo plateau}} = m \cdot t_{\text{ultimo plateau}} + q$$

$$\Delta OD = OD_{\text{saturazione}} - OD_{endogeno,t \text{ ultimo plateau}}$$

$$RBCOD_{aggiunto} = \frac{\Delta OD \cdot \text{Volume fango+refluo}}{\text{Pendenza retta di calibrazione}}$$

$$C_{RBCOD} = \frac{RBCOD_{aggiunto}}{\text{Volume refluo}} \cdot 1000$$

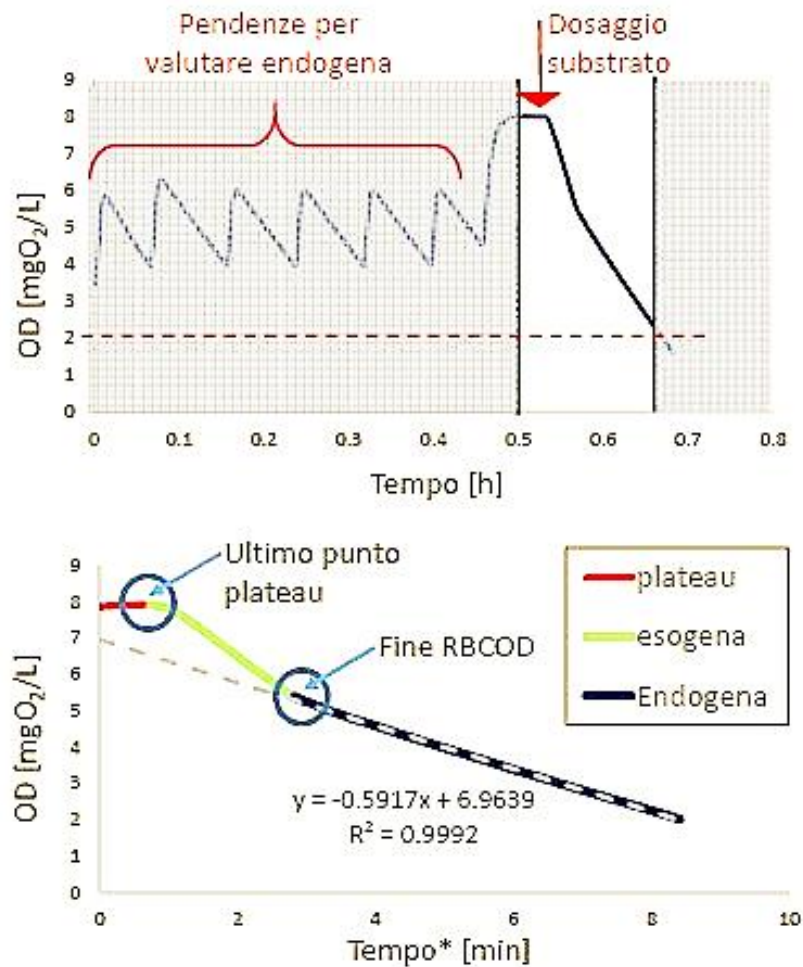


Fig. 24 – Esempio della variazione di ossigeno e rielaborazione in una prova RBCOD (Frazionamento di COD e azoto nelle acque reflue, Prof. Ing. Paola Foladori, Ing. Chiara Ciocchetta, Dipartimento di Ingegneria Civile, Ambientale e Meccanica, Università degli studi di Trento)

2.1.3.3. COD biodegradabile (COD_b)

Il COD_b è la frazione costituita dai substrati lentamente biodegradabili (SBCOD) e rapidamente biodegradabili (RBCOD). Nota la frazione di COD_b e l'RBCOD per differenza si può trovare la frazione lentamente biodegradabile. È composto da molecole che necessitano di essere idrolizzate prima di poter essere metabolizzate e costituisce il 40-60% del COD totale.

Reagenti:

- Alliltiurea (ATU) con concentrazione di 10 g/l;
- Refluo in ingresso prima della sedimentazione primaria, valori tipici per reflui civili sono 200-500 ml di reflu per 1 litro di fango attivo.

Procedimento:

- inserire all'interno del becher di vetro l'ancoretta e 1,4l di campione di fango (se dovesse esserci perdita di biomassa il campione può essere diluito con il refluo in uscita impianto);
- accendere l'agitatore sul quale viene poggiato il becher, e posiziona al di sopra del contenitore il tappo sagomato con la pietra porosa, collegata al compressore, e la sonda per la misura dell'ossigeno;
- aggiungere 10 ml di ATU per inibire i nitrificanti;
- accendere l'acquisitore ed il PC, sull'acquisitore assicurarsi che avvenga il trasferimento di dati con il PC premendo prima "Output" per qualche secondo e poi "Enter";
- se la concentrazione di ossigeno disciolto nel campione è prossima al valore massimo del set-point assegnato si può far partire la prova ed acquisire 3-4 punti di endogena;
- se i punti di endogena sono costanti si può spegnere mixer e aerazione e lasciare sedimentare il fango per 20-30 minuti senza interrompere l'acquisizione dei dati;
- una volta che il fango è stato sedimentato rimuovere la sonda e lavarla con acqua corrente, rimuovere il tappo e togliere una quantità di surnatante pari a quella del refluo da aggiungere;
- rimosso il surnatante riposizionare il coperchio e la sonda, riavviare il mixer ed aerazione impostata su "Auto";
- aggiungere il refluo e continuare la prova per alcune ore fino al ritorno in condizioni endogene (10-12 ore).

Elaborazione dati

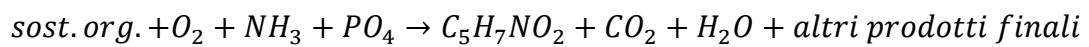
- aprire i dati del file ".OUR", con i valori di OUR e ordinare il testo in colonne. Il file all'interno ha 4 colonne di dati: il tempo in secondi, il tempo in ore, l'OUR in milligrammi/litro/ora e la temperatura in gradi Celsius;
- si identificano i punti appartenenti alla respirazione endogena e si interpolano con una curva esponenziale, più l' R^2 tende all'unità maggiore è la precisione raggiunta;
- creare una colonna $OUR_{endogeno} = OUR_0 \cdot e^{-bt}$ utilizzando all'interno le informazioni dell'equazione della linea di tendenza;
- si procede al calcolo dell'OUR esogeno: $OUR_{esogeno} = OUR - OUR_{endogeno}$;
- a questo punto si procede al calcolo dell'area netta:
$$Area_Netta_t = \frac{OUR_{eso,t} + OUR_{eso,t-1}}{2} (t_t - t_{t-1})$$
- si calcola il $\Delta O_2 = \sum Area_Netta_t$;

- infine, si calcola il COD_b come: $\Delta COD_b = \frac{\Delta O_2}{1-Y_H} * \frac{Volume_{reattore}}{Volume_{refluo}}$

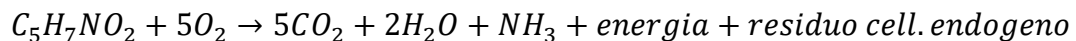
in cui Y_H è un importante parametro stechiometrico e rappresenta coefficiente di resa cellulare della biomassa eterotrofa, da letteratura viene posto pari a 0.67.

2.1.3.4. Eterotrofi

Il test consente di valutare le cinetiche di rimozione dei substrati carboniosi realizzata da parte dei batteri eterotrofi. La sostanza organica viene trasformata da una popolazione batterica mista. Vi sono due reazioni che coinvolgono l'ossidazione della sostanza organica: una reazione di ossidazione e sintesi dove la sostanza organica presente nelle acque reflue funge da donatore di elettroni mentre l'ossigeno svolge la funzione di accettore di elettroni



una reazione di respirazione endogena che porta alla formazione di prodotti finali semplici, alla produzione di energia e alla formazione di un residuo cellulare inerte non più biodegradabile



Reagenti:

- Alliltiurea (ATU) con concentrazione di 10 g/l;
- Acetato di Sodio (CH₃COONa);

La quantità di COD da aggiungere viene così calcolata:

supponiamo di avere un OUR_{esogeno} di 40 mgO₂/lh, lavorando con 1.4l e per una durata del test di 2 h si ottengono 40 mgO₂/lh × 1.4l × 2h = 112 mgO₂;

Y_H è un importante parametro stechiometrico e rappresenta coefficiente di resa cellulare della biomassa eterotrofa, da letteratura viene posto pari a 0.67, inoltre si può scrivere

$$Y_H = \frac{biomassa prodotta}{substrato consumato} = \frac{\Delta COD_{sintesi}}{\Delta COD_{biodegradato}} = \frac{\Delta COD_{biodegradato} - \Delta O_2}{\Delta COD_{biodegradato}}$$

da cui si deriva

$$Y_H = 1 - \frac{\Delta O_2}{\Delta COD} \rightarrow \Delta COD = \frac{\Delta O_2}{1-Y_H} \rightarrow \frac{112 mgO_2}{(1-0.67)} = 340 mgO_2$$

utilizzando una concentrazione di COD sottoforma di Acetato di Sodio pari a 10 g/l, la quantità da aggiungere nel reattore sarà pari a 340/10 = 30-35 ml di soluzione.

Procedimento:

- inserire all'interno del becher di vetro l'ancoretta e 1,4l di campione di fango (se dovesse esserci perdita di biomassa il campione può essere diluito con il refluo in uscita impianto);

- accendere l'agitatore sul quale viene poggiato il becher, e posiziona al di sopra del contenitore il tappo sagomato con la pietra porosa, collegata al compressore, e la sonda per la misura dell'ossigeno;
- aggiungere 10 ml di ATU per inibire i nitrificanti;
- accendere l'acquisitore ed il PC, sull'acquisitore assicurarsi che avvenga il trasferimento di dati con il PC premendo prima "Output" per qualche secondo e poi "Enter";
- se la concentrazione di ossigeno disciolto nel campione è prossima al valore massimo del set-point assegnato si può far partire la prova ed acquisire 3-4 punti di endogena;
- se i punti di endogena sono costanti si può aggiungere una quantità nota di acetato di sodio calcolata in precedenza;
- continuare il test per alcune ore dopo l'esaurimento del substrato aggiunto per ottenere un sufficiente tratto di respirazione endogena.

Elaborazione dati

- aprire i dati del file ".OUR", con i valori di OUR e ordinare il testo in colonne. Il file all'interno ha 4 colonne di dati: il tempo in secondi, il tempo in ore, l'OUR in milligrammi/litro/ora e la temperatura in gradi Celsius;
- si corregge il valore di OUR con un OUR a temperatura standard di 20°C, tramite la formula di Arrhenius e l'asse dei tempi, per poter mantenere inalterata l'area sottostante al grafico:

$$OUR_{20^{\circ}\text{C}} = \frac{OUR_T}{\alpha^{(T-20)}}$$

dove

OUR_T è il valore di OUR registrato alla temperatura T di esecuzione del test;

α è il coefficiente di Arrhenius che può assumere valori differenti nei fanghi ma il valore utilizzato nelle elaborazioni di questi dati è stato 1.08 (valore sperimentato in impianti a fanghi attivi dall'università di Trento).

Con questa correzione dei valori di OUR, cambiano nel grafico t-OUR i valori in ordinate ma non quelli di ascissa quindi è necessario apportare una correzione anche all'asse delle ascisse per poter mantenere inalterata l'area sottostante al grafico. Per fare questa correzione si utilizza la seguente formula:

$$t_t^* = t_{t-1}^* + \frac{(OUR_t + OUR_{t-1})}{(OUR_{20^{\circ}\text{C},t} + OUR_{20^{\circ}\text{C},t-1})} * (t_t - t_{t-1})$$

dove

t_t^* e t_{t-1}^* sono i tempi al passo temporale t e al passo temporale precedente, riferiti alla curva corretta a 20°C;

OUR_t e OUR_{t-1} sono i dati di OUR registrati durante le prove al tempo t -esimo e al tempo precedente;

$OUR_{20^{\circ}C,t}$ e $OUR_{20^{\circ}C,t-1}$ sono i dati di OUR corretti a 20°C al tempo t-esimo e al tempo precedente;

t_t e t_{t-1} sono i tempi registrati durante la prova al tempo t e al passo temporale precedente.

- si individua la fase endogena tramite la curva esponenziale decrescente del tipo:

$$OUR_{endogeno} = OUR_0 * e^{-b*t}$$

- si determina la fase esogena per differenza:

$$OUR_{esogeno} = OUR_{20} - OUR_{endogeno}$$

- si determina l'integrale sotteso dal grafico (ΔO_2) tramite il metodo dei trapezi, si suddivide il grafico in trapezi (ogni trapezio è definito tra due punti di OUR) e per ognuno se ne calcola l'area:

$$AREAnetta_t = \frac{(OUR_{eso,t} + OUR_{eso,t-1})}{2} * (t_t - t_{t-1})$$

- infine, si determina $\Delta O_2 = \sum_i AREAnetta_t$;
- per calcolare la velocità massima di ossidazione del carbonio si utilizza il metodo dell'OUR_{max}:

$$Velocità\ volumetrica : V_{COD,max} = \frac{OUR_{max}}{1-Y_h}$$

$$Velocità\ specifica : V_{COD,max} = \frac{OUR_{max}}{1-Y_h} * \frac{1}{X_V}$$

dove:

OUR_{max} è la media degli OUR esogeni;

X_v è la concentrazione di SST o SSV del fango attivo;

Y_h è il coefficiente di resa cellulare della biomassa eterotrofa così calcolata:

$$Y_h = \frac{biomassa\ prodotta}{substrato\ consumato} = \frac{\Delta COD\ sintesi}{\Delta COD\ biodegradato} = \frac{\Delta COD\ biodegradato - \Delta O_2}{\Delta COD\ biodegradato}$$

da cui deriva

$$Y_h = 1 - \frac{\Delta O_2}{\Delta COD} \rightarrow \Delta COD = 1 - \frac{\Delta O_2}{1-Y_h}$$

con Y_h tipico per i fanghi attivi 0.67 (IAWPRC Task Group, Henze et al. 1987).

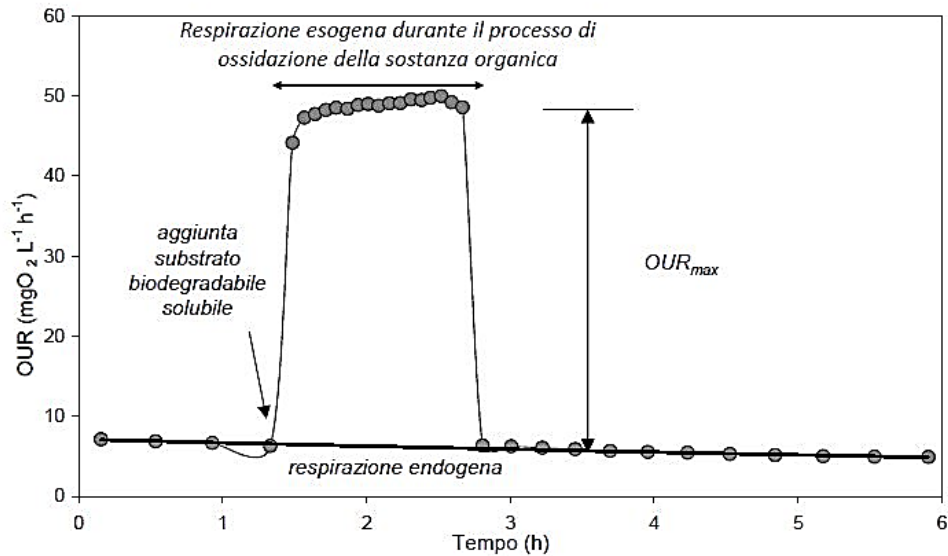


Fig. 25 – Tipo di respirogramma ottenuto in una prova per la misura della cinetica dei substrati carboniosi (Misura delle cinetiche di ossidazione della sostanza organica. Denitrificazione, Prof. Ing. Paola Foladori, Ing. Chiara Ciocchetta, Dipartimento di Ingegneria Civile, Ambientale e Meccanica, Università degli studi di Trento)

- nel caso ci dovesse essere il fenomeno dell'accumulo bisogna effettuare le seguenti correzioni:

si individua il tratto interessato dall'accumulo e su questo si calcola:

$$OUR_{eso_sto} = OUR_{20} - accumulo$$

in cui OUR_{eso_sto} indica i punti di OUR di esogena di stoccaggio;

Si corregge il valore dell'area netta come:

$$AREAnetta_{STO,t} = \frac{(OUR_{eso_STO,t} + OUR_{eso_STO,t-1})}{2} * (t_t - t_{t-1})$$

- infine, $\Delta O_{2STO} = \sum_i AREAnetta_{STO,t}$;
- si determinano due coefficienti di resa cellulare:

$$Y_h = 1 - \frac{\Delta O_2}{\Delta COD_{aggiunto}}; \quad Y_{h,STO} = 1 - \frac{\Delta O_{2,STO}}{\Delta COD_{aggiunto}}$$

$Y_{h,STO}$ è il coefficiente di resa cellulare durante il fenomeno dell'accumulo e deve essere maggiore di Y_h ;

- per il metodo dell' OUR_{max} , la correzione è la seguente:

$$OUR_{max} = OUR_{eso_STO} = OUR_{20} - Accumulo$$

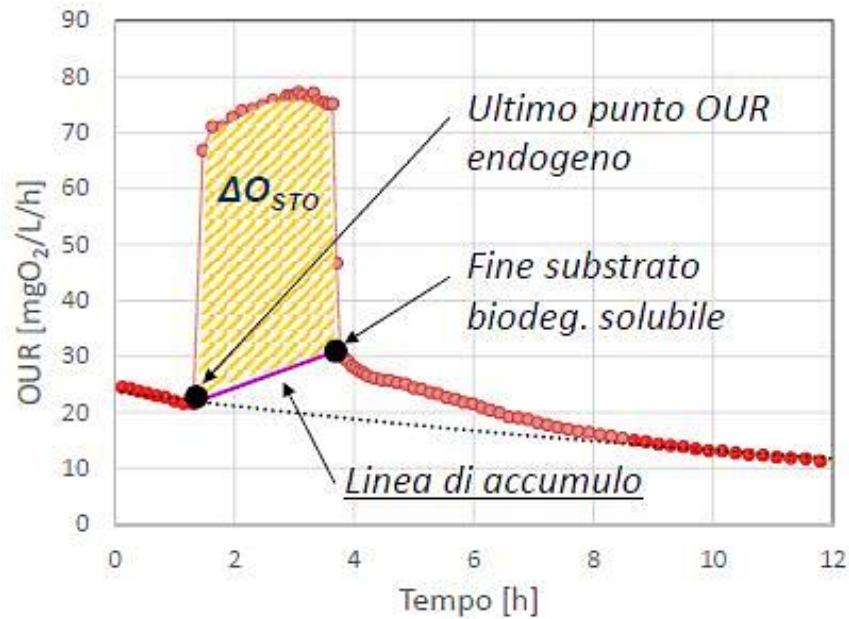


Fig. 26 – Esempio di respirogramma con accumulo in una prova per la misura della cinetica di rimozione dei substrati carboniosi (Misura delle cinetiche di ossidazione della sostanza organica. Denitrificazione, Prof. Ing. Paola Foladori, Ing. Chiara Ciocchetta, Dipartimento di Ingegneria Civile, Ambientale e Meccanica, Università degli studi di Trento)

2.1.3.5. Autotrofi

L'esecuzione dei test per valutare i parametri della nitrificazione segue la metodica già descritta per la valutazione della cinetica dei substrati carboniosi adottando le seguenti varianti: nessuna aggiunta di inibente, aggiunta di cloruro di ammonio o di sodio nitrito a seconda dello stadio di nitrificazione che si vuole studiare, e controllo del Ph per evitare l'inibizione del processo di nitrificazione durante il test.

Il test consente di valutare l'intera cinetica di nitrificazione oppure separare le cinetiche dei batteri AOB (Ammonia Oxidising Bacteria) e degli NOB (Nitrite Oxidising Bacteria). Entrambi appartenenti alla famiglia dei batteri autotrofi, ossia quei batteri in grado di utilizzare per la sintesi cellulare il carbonio inorganico (CO₂) e di trarre l'energia dall'ossidazione dell'ammoniaca e nitriti usando l'ossigeno libero come accettore di elettroni.

Reagenti:

- Cloruro di ammonio con concentrazione di ammoniaca di 5 g/l;

La quantità di cloruro di ammonio da aggiungere viene così calcolata:

supponiamo di avere una velocità di nitrificazione specifica di $4 \text{ mgN} - \text{NH}_4/\text{gSSVh}$, la concentrazione di SSV è nota (pari al 70% degli SST), quindi moltiplicando la velocità di nitrificazione per i grammi di solidi sospesi volatili, e supponendo una durata del test di 3 h, noto il rapporto di conversione tra ossigeno ed ammoniaca ossidata a nitrato pari a 4.57, si può determinare la quantità di cloruro da aggiungere come $4 \text{ mgN} - \text{NH}_4/\text{gSSVh} \times \text{g SSV noti} \times 3\text{h} \times \frac{1}{4.57} \times 1.4\text{l} \times \frac{1}{5} = \text{ml da aggiungere}$;

- Sodio nitrito con concentrazione di nitriti di 10 g/L;

La quantità di sodio nitrito da aggiungere viene così calcolata:

supponiamo di avere una velocità di nitrificazione specifica di $4 \text{ mgN} - \text{NH}_4/\text{gSSVh}$, la concentrazione di SSV è nota (pari al 70% degli SST), quindi moltiplicando la velocità di nitrificazione per i grammi di solidi sospesi volatili, e supponendo una durata del test di 3 h, noto il rapporto di conversione tra ossigeno e nitrito ossidato a nitrato pari a 1.14, si può determinare la quantità di sodio nitrito da aggiungere come $4 \text{ mgN} - \text{NH}_4/\text{gSSVh} \times \text{g SSV noti} \times 3\text{h} \times \frac{1}{1.14} \times 1.4\text{l} \times \frac{1}{10} = \text{ml da aggiungere}$;

Procedimento:

- inserire all'interno del becher di vetro l'ancoretta e 1,4l di campione di fango (se dovesse esserci perdita di biomassa il campione può essere diluito con il refluo in uscita impianto);
- accendere l'agitatore sul quale viene poggiato il becher, e posiziona al di sopra del contenitore il tappo sagomato con la pietra porosa, collegata al compressore, e la sonda per la misura dell'ossigeno;
- accendere l'acquisitore ed il PC, sull'acquisitore assicurarsi che avvenga il trasferimento di dati con il PC premendo prima "Output" per qualche secondo e poi "Enter";
- se la concentrazione di ossigeno disciolto nel campione è prossima al valore massimo del set-point assegnato si può far partire la prova ed acquisire 3-4 punti di endogena;
- se i punti di endogena sono costanti si può aggiungere una quantità nota di cloruro di ammonio o di sodio nitrito, a seconda dello stadio del processo che si vuole studiare;
- continuare il test per alcune ore dopo l'esaurimento del substrato aggiunto per ottenere un sufficiente tratto di respirazione endogena, generalmente il test può considerarsi concluso dopo 4-5 ore dal dosaggio di azoto ammoniacale, oppure dopo 2-3 ore dal dosaggio di azoto nitroso.

Elaborazione dati

- aprire i dati del file ".OUR", con i valori di OUR e ordinare il testo in colonne. Il file all'interno ha 4 colonne di dati: il tempo in secondi, il tempo in ore, l'OUR in milligrammi/litro/ora e la temperatura in gradi Celsius;

- si corregge il valore di OUR con un OUR a temperatura standard di 20°C, tramite la formula di Arrhenius e l'asse dei tempi, per poter mantenere inalterata l'area sottostante al grafico:

$$OUR_{20^{\circ}\text{C}} = \frac{OUR_T}{\alpha^{(T-20)}}$$

dove

OUR_T è il valore di OUR registrato alla temperatura T di esecuzione del test;

α è il coefficiente di Arrhenius che può assumere valori differenti nei fanghi ma il valore utilizzato nelle elaborazioni di questi dati è stato 1.08 (valore sperimentato in impianti a fanghi attivi dall'università di Trento).

Con questa correzione dei valori di OUR, cambiano nel grafico t-OUR i valori in ordinate ma non quelli di ascissa quindi è necessario apportare una correzione anche all'asse delle ascisse per poter mantenere inalterata l'area sottostante al grafico. Per fare questa correzione si utilizza la seguente formula:

$$t_t^* = t_{t-1}^* + \frac{(OUR_t + OUR_{t-1})}{(OUR_{20^{\circ}\text{C},t} + OUR_{20^{\circ}\text{C},t-1})} * (t_t - t_{t-1})$$

dove

t_t^* e t_{t-1}^* sono i tempi al passo temporale t e al passo temporale precedente, riferiti alla curva corretta a 20°C;

OUR_t e OUR_{t-1} sono i dati di OUR registrati durante le prove al tempo t -esimo e al tempo precedente;

$OUR_{20^{\circ}\text{C},t}$ e $OUR_{20^{\circ}\text{C},t-1}$ sono i dati di OUR corretti a 20°C al tempo t -esimo e al tempo precedente;

t_t e t_{t-1} sono i tempi registrati durante la prova al tempo t e al passo temporale precedente.

- si individua la fase endogena tramite la curva esponenziale decrescente del tipo:

$$OUR_{endogeno} = OUR_0 * e^{-b*t}$$

- si determina la fase esogena per differenza:

$$OUR_{esogeno} = OUR_{20} - OUR_{endogeno}$$

- si determina l'integrale sotteso dal grafico (ΔO_2) tramite il metodo dei trapezi, si suddivide il grafico in trapezi (ogni trapezio è definito tra due punti di OUR) e per ognuno se ne calcola l'area:

$$AREAnetta_t = \frac{(OUR_{eso,t} + OUR_{eso,t-1})}{2} (t_t - t_{t-1})$$

- infine, si determina $\Delta O_2 = \sum_i AREAnetta_t$;

- per calcolare la velocità massima di nitrificazione si utilizza il metodo dell' OUR_{max} :
con aggiunta di NH_4Cl :

$$\text{Velocità volumetrica : } V_{N,max} = V_{AOB+NOB,max} = \frac{OUR_{max}}{4.57 \text{ mgO}_2/\text{mgN}}$$

$$\text{Velocità specifica : } V_{N,max} = V_{AOB+NOB,max} = \frac{OUR_{max}}{4.57 \text{ mgO}_2/\text{mgN}} \cdot \frac{1}{X_V}$$

con aggiunta di $NaNO_2$:

$$\text{Velocità volumetrica : } V_{NOB,max} = \frac{OUR_{max}}{1.14 \text{ mgO}_2/\text{mgN}}$$

$$\text{Velocità specifica : } V_{NOB,max} = \frac{OUR_{max}}{1.14 \text{ mgO}_2/\text{mgN}} \cdot \frac{1}{X_V}$$

da cui si ricava: $V_{AOB,max} = V_{AOB+NOB,max} - V_{NOB,max}$

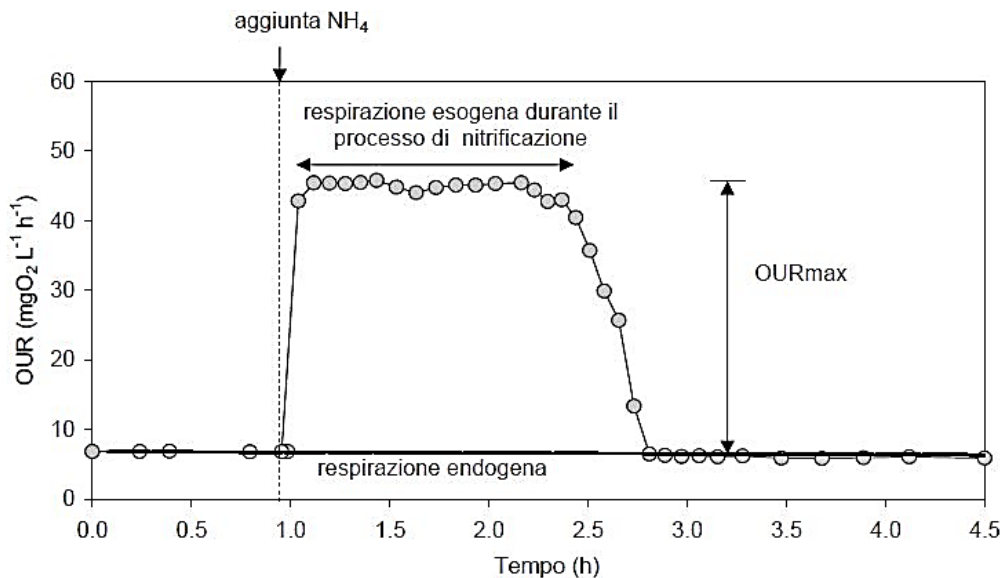


Fig. 27 – Esempio di un respirogramma ottenuto da una prova per valutare le cinetiche di nitrificazione (Misura delle cinetiche di ossidazione dell'ammoniaca e dei nitriti, Prof. Ing. Paola Foladori, Ing. Chiara Ciocchetta, Dipartimento di Ingegneria Civile, Ambientale e Meccanica, Università degli studi di Trento)

2.2. OSSERVAZIONI MICROSCOPICHE E COLORAZIONI

Le indagini di tipo microbiologico permettono di valutare la capacità complessiva della biomassa di svolgere il lavoro depurativo, di individuare la presenza di popolazioni microbiche che possono essere sia positive che negative, come i batteri filamentosi che producono schiume. Inoltre, sono importanti non solo come strumento di diagnosi delle eventuali disfunzioni ma anche ma anche ai fini di valutare l'efficienza degli interventi correttivi apportati. Una continua e frequente osservazione del fango attivo consente di definire le caratteristiche generali dei fiocchi, la loro compattezza e l'abbondanza di particolari specie microbiche. La loro immediata identificazione, all'interno dei campioni di fango dell'impianto di Forlì, ha permesso, al fine di questo studio, di individuare una possibile correlazione tra il biota e la qualità del refluo nel quale si sviluppano.

Generalmente i bacini a fanghi attivi sono piuttosto omogenei e per questo un campione per vasca è da ritenersi sufficientemente rappresentativo; il campione deve essere prelevato al di sotto della superficie libera per evitare di comprendere anche eventuali materiali galleggianti. È buona norma prelevare un volume di almeno 1 litro dalla vasca di aerazione e successivamente trasferire una aliquota (es. 25 ml) in una bottiglia di plastica (es. 50 ml) che lasci una certa quantità di aria tra il liquido e il tappo sufficiente a mantenere condizioni di aerobiosi. L'analisi deve essere eseguita entro le 48 ore dal campionamento e bisogna provvedere quanto prima nel preparare i vetrini con gocce di fango essiccate per le colorazioni Gram e Neisser, un vetrino fissato è così stabile e mantiene indefinitamente le sue proprietà originali.

Per le osservazioni al microscopio è necessario disporre del seguente materiale:

- vetrini con banda smerigliata 25 x 60 mm;
- coprioggetti 25 x 40 mm;
- olio ad immersione per osservare in contrasto di fase;
- micropipette a volume variabile 0 – 100 µl e relativi puntali;
- carta ottica per pulizia obiettivi.

Il potenziale di un microscopio è dato da tre fattori: il numero degli ingrandimenti, il contrasto e il potere risolvete. Tenendo conto della luce utilizzata e del potere risolvete dell'occhio umano (la capacità di vedere due punti come distinti e separati pari a 0.2 µm con luce normale), il microscopio comprende un sistema di ingrandimenti da 100 a 1000 volte ottenibili con oculari 10X ed obiettivi 10, 20, 40 e 100X.

Un microscopio è costituito da uno stativo, un sistema di illuminazione, un tavolino porta preparati, un tamburo portaobiettivi, un condensatore della luce, un sistema di oculari, dal sistema di osservazione in contrasto di fase.

Esistono due tecniche fondamentali di osservazione: a *luce diretta*, utilizzata per preparati colorati nei quali il campione viene colorato mediante aggiunta di coloranti che aumentano la luce assorbita, e in *contrasto di fase*, utilizzata per preparati osservati a fresco, tramite opportuni diaframmi inseriti nel sistema ottico del microscopio è possibile aumentare gli assorbimenti di luce da parte delle particelle microbiche, con il risultato di osservare più agevolmente particolari strutture interne ed

esterne. Le osservazioni effettuate con l'obiettivo 100 X richiedono l'inserimento di una goccia di olio ad immersione tra l'obiettivo e il copri oggetto.

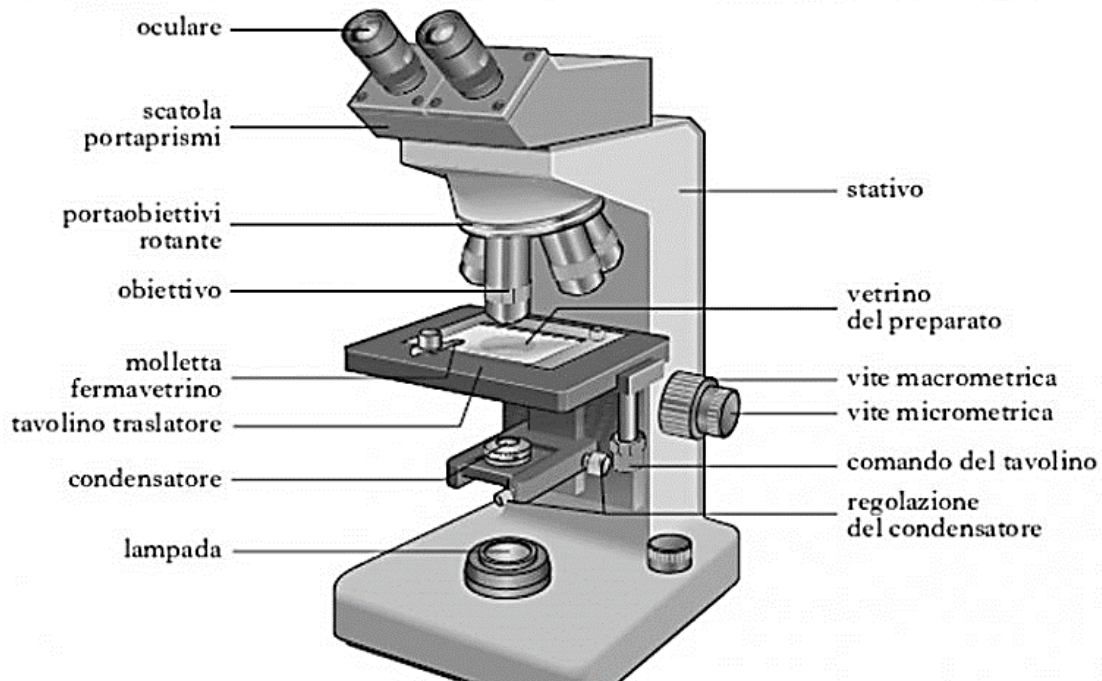


Fig.28 – Schema di un microscopio ottico

Osservazioni a fresco

Una goccia di fango attivo (circa 0.050 ml) viene disposta su un vetrino e ricoperta rapidamente con un vetrino copri oggetti avendo cura di evitare l'intrappolamento di bolle d'aria, e può essere osservato prima a 100 X in contrasto di fase per avere una vista completa sul campione, e poi in dettaglio per il riconoscimento della popolazione biotica fino a 400 X e 1000 X per rilevare importanti caratteristiche sui batteri filamentosi.

Colorazioni della sospensione microbica

La capacità di un colorante di combinarsi o meno con una componente cellulare può dare informazioni circa il possesso di particolari strutture (come per le colorazioni Gram legata alle dimensioni della parete cellulare) o circa la presenza di inclusioni intracellulari (es. batteri fosforo accumulanti). Per eseguire le colorazioni è necessario operare su gocce essiccate di fango attivo (50 µl sparsi sul 30% del vetrino) lasciate essiccare all'aria, e successivamente, durante le colorazioni, il campione deve essere ricoperto abbondantemente per l'intera superficie del vetrino con la soluzione colorante, secondo le modalità indicate per ciascuna colorazione.

Si riportano di seguito le due colorazioni utilizzate nello studio di questa tesi: colorazioni Gram positivo, Gram negativo e Neisser.

Colorazioni Gram

Questa colorazione permette di evidenziare la struttura della parete cellulare.

I reagenti sono riportati nella tabella seguente:

Soluzione 1	Mescolare la soluzione A) e B) di seguito riportate, per ottenere il colorante cristal violetto.	
	Soluzione A: Cristal violetto: 2 g Etanolo 95%: 20 ml	Soluzione B: Ossalato d'ammonio: 0.8 g Acqua distillata: 80 ml
Soluzione 2	Iodio: 1 g Ioduro di potassio: 2 g Acqua distillata: 300 ml	
Soluzione 3	Safranina 0 (2.5% p/v in etanolo 95%): 10 ml Acqua distillata: 100 ml	

Tab. 2 – Reagenti colorazione Gram

Procedura:

1. Preparare i vetrini con una goccia di fango e lasciare asciugare all'aria;
2. Colorare per 1 minuto con la Soluzione 1, poi sciacquare con acqua di rete o acqua distillata;
3. Colorare per 1 minuto con la Soluzione 2, poi sciacquare bene con acqua di rete o acqua distillata;
4. Decolorare il campione con etanolo al 95% tenendo il vetrino inclinato e versando goccia goccia per circa 25 secondi fin tanto che non viene più estratto colorante blu dal campione.
5. Colorare per 1 minuto con la Soluzione 3, infine sciacqua bene con acqua di rete o acqua distillata e lasciare asciugare.
6. Esaminare il vetrino a 1000 X ad immersione in olio con luce diretta

Le cellule che appaiono blue-violetto sono Gram positive, quelle rosso pallido sono Gram negative.

Colorazione di Neisser

Attraverso questa colorazione è possibile evidenziare la presenza di granuli intracellulare di polifosfato che sono importanti non solo come carattere distintivo di molti microrganismi filamentosi ma anche per evidenziare ammassi di importanti batteri quali i fosforo accumulanti.

I reagenti sono riportati nella tabella seguente:

Soluzione 1	Mescolare due parti di A) ed una di B); da preparare fresca almeno ogni 3 mesi	
	Soluzione A: Blue di metilene: 0.1 g Etanolo 95%: 5 ml Acido acetico glaciale: 5ml Acqua distillata: 100 ml	Soluzione B: Cristal violetto (10% p/v in etanolo 95%): 3.3 ml Etanolo 95%: 6.7 ml Acqua distillata: 100 ml
Soluzione 2	Bruno Bismark (1% p/v in acqua distillata): 33.3 ml; acqua distillata: 66.7 ml	

Tab. 3 – Reagenti colorazione Neisser

Procedura:

1. Preparare i vetrini con una goccia di fango e lasciare asciugare all'aria;
2. Colorare per 30 secondi con la Soluzione 1, poi sciacquare con acqua di rete o acqua distillata;
3. Colorare per 1 minuto con la Soluzione 2, poi sciacquare bene con acqua di rete o acqua distillata e lasciare asciugare;
4. Esaminare il vetrino a 1000 X ad immersione in olio con luce diretta

I microrganismi vengono classificati come Neisser positivi, Neisser negativi o con granuli Neisser positivi. Conformazioni intracellulari blue-violetto scuro sono positive mentre una colorazione giallo-marrone viene considerata negativa.

2.3. MODELLO SOFTWARE

2.3.1. VARIABILI NEL MODELLO ASM1

Il modello ASM1, scelto in questa tesi per eseguire la simulazione del processo impiantistico dell'impianto di Forlì, è stato principalmente sviluppato per gli impianti di trattamento acque reflue di origine civile, al fine di descrivere la rimozione dei composti organici e dell'azoto, e fornire una buona descrizione della produzione di fango. Come unità di misura della concentrazione di sostanza organica è adottato il COD, mentre all'interno del modello la varietà di composti organici e azotati è stata suddivisa in un numero limitato di frazioni sulla base di considerazioni di biodegradabilità e solubilità.

Le variabili richieste dal modello sono riportate in Tab. 4.

Componente	Unità di misura	Descrizione
S_I	mgCOD/l	Sostanza organica inerte solubile
S_S	mgCOD/l	Substrato organico rapidamente biodegradabile
X_I	mgCOD/l	Sostanza organica inerte particolata
X_S	mgCOD/l	Substrato organico lentamente biodegradabile
X_{BH}	mgCOD/l	Biomassa attiva eterotrofa
X_{BA}	mgCOD/l	Biomassa attiva autotrofa
X_P	mgCOD/l	Residuo non biodegradabile che si origina dal decadimento
S_O	mgCOD/l	Ossigeno disciolto
S_{NO}	mgCOD/l	Nitriti e nitrati
S_{NH}	mgCOD/l	Azoto ammoniacale
S_{ND}	mgCOD/l	Azoto organico solubile biodegradabile
X_{ND}	mgCOD/l	Azoto organico particolato biodegradabile
S_{ALK}	mole HCO_3^-/m^3	Alcalinità

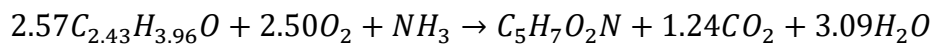
Tab. 4 – Frazionamento del COD secondo le componenti del modello ASM1

Ognuna di queste variabili rappresenta una parte dei valori di COD e azoto derivanti da analisi chimiche sul refluo grezzo, e maggiore è il dettaglio della loro conoscenza, maggiore sarà la capacità revisionale del modello.

Dopo aver definito le variabili che sono alla base del modello, si analizzano gli otto processi fondamentali (crescita aerobica eterotrofa, crescita anossica eterotrofa, crescita aerobica autotrofa, decadimento eterotrofo, decadimento autotrofo, ammonificazione, idrolisi carbonio organico, idrolisi azoto organico) che intervengono nel reattore e che relazionano le variabili le une con le altre portando il sistema a una condizione di equilibrio. Per ogni processo vengono riportati i bilanci stechiometrici e le relative velocità di reazione ρ_j .

- *Crescita aerobica degli eterotrofi*

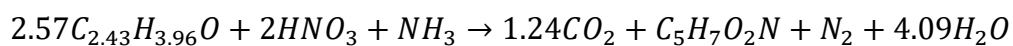
Questo processo dà il massimo contributo alla rimozione di COD e alla crescita di nuova biomassa seguendo una cinetica di Monod. Il substrato disciolto S_S viene usato per la crescita mentre per la sintesi cellulare viene utilizzato anche l'azoto ammoniacale S_{NH} , la relazione stechiometrica e la velocità di processo sono:



$$\rho_1 = \mu_H \left(\frac{S_S}{K_S + S_S} \right) \left(\frac{S_O}{K_{OH} + S_O} \right) X_{BH}$$

- *Crescita anossica degli eterotrofi (processo di denitrificazione)*

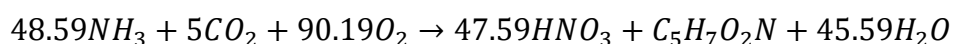
In assenza di ossigeno gli eterotrofi possono usare il nitrato come accettore di elettroni per degradare il substrato disciolto S_S e produrre azoto gassoso. La cinetica seguita dal modello è di Monod ed include un fattore η_g , inferiore all'unità, in quanto si considera inferiore della velocità aerobica; la reazione stechiometrica e la velocità di processo sono:



$$\rho_2 = \mu_H \left(\frac{S_S}{K_S + S_S} \right) \left(\frac{K_{OH}}{K_{OH} + S_O} \right) \left(\frac{S_{NO}}{K_{NO} + S_{NO}} \right) \eta_g X_{BH}$$

- *Crescita aerobica degli autotrofi*

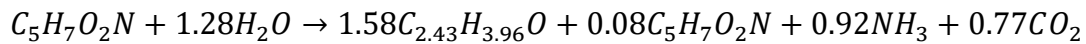
L'ossidazione dell'ammoniaca produce energia necessaria alla crescita degli autotrofi con consumo di ossigeno. La produzione di biomassa è scarsa ma la variazione di alcalinità importante, si approssima la nitrificazione come una reazione ad un unico step:



$$\rho_3 = \mu_A \left(\frac{S_{NH}}{K_{NH} + S_{NH}} \right) \left(\frac{S_O}{K_{OA} + S_O} \right) X_{BA}$$

- *Decadimento degli eterotrofi*

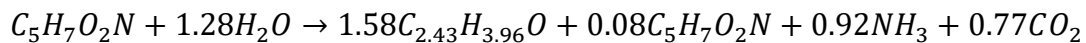
Il processo è modellato secondo l'ipotesi della morte-rigenerazione, gli organismi muoiono con un certo tasso e una porzione del materiale è considerata non biodegradabile:



$$\rho_4 = b_H X_{BH}$$

- *Decadimento degli autotrofi*

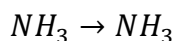
Il processo segue il processo di decadimento degli eterotrofi:



$$\rho_5 = b_A X_{BA}$$

- *Ammonificazione dell'azoto organico solubile*

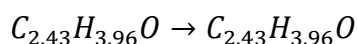
L'azoto organico biodegradabile solubile è convertito in ammoniaca dagli eterotrofi attivi. Si ha un cambiamento di alcalinità dovuto al consumo di ioni idrogeno:



$$\rho_6 = K_A S_{ND} X_{BH}$$

- *Idrolisi del carbonio organico intrappolato*

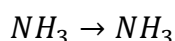
Il substrato organico lentamente biodegradabile viene portato all'esterno dalla massa di fango, in condizioni aerobiche o anossiche, dando vita nuovamente al substrato prontamente biodegradabile, la velocità del processo è determinata dal tasso di idrolisi:



$$\rho_7 = k_h \frac{X_S/X_{BH}}{K_X + X_S/X_{BH}} \left[\left(\frac{S_O}{K_{OH} + S_O} \right) + \eta_h \left(\frac{K_{OH}}{K_{OH} + S_O} \right) \left(\frac{S_{NO}}{K_{NO} + S_{NO}} \right) \right] X_{BH}$$

- *Idrolisi dell'azoto organico intrappolato*

L'azoto organico biodegradabile particolato è trasformato in azoto organico solubile con un certo tasso definito dalla reazione di idrolisi:



$$\rho_8 = \rho_7 \left(\frac{X_{ND}}{X_S} \right)$$

Tab. 5 – Matrice modello ASM

Componenti $\rightarrow i^a$	1 ^a	2 ^a	3 ^a	4 ^a	5 ^a	6 ^a	7 ^a	8 ^a	9 ^a	10 ^a	11 ^a	12 ^a	13 ^a	velocità del processo (ρ_i) [ML ⁻³ T ⁻¹] ^a
j ^a Processi \downarrow	S_T	S_S	X_T	X_S	X_{BH}	X_{BA}	X_P	S_O	S_{NO}	S_{NH}	S_{ND}	X_{ND}	S_{ALK}	ρ_i
1 ^a Crescita aerobica eterotrofi ^a	x	$-\frac{1}{Y_H}$	x	x	1	x	x	$-\frac{1-Y_H}{Y_H}$	x	$-i_{NB} Y_H$	x	x	$-\frac{i_{NB}}{14}$	$\mu_{mH} \frac{S_S}{K_S+S_S} \frac{S_O}{K_{OH}+S_O} X_{BH}$
2 ^a Crescita anossica eterotrofi ^a	x	$-\frac{1}{Y_H}$	x	x	1	x	x	$-\frac{1-Y_H}{2.86 Y_H}$	$-\frac{i_{NB}}{14}$	$-i_{NB} Y_H$	x	x	$\frac{1-Y_H}{14 \cdot 2.86 Y_H} - \frac{i_{NB}}{14}$	$\mu_{mH} \frac{S_S}{K_S+S_S} \frac{S_{OH}}{K_{OH}+S_{OH}} \frac{S_{NO}}{K_{NO}+S_{NO}} \eta_c X_{BH}$
3 ^a Crescita aerobica autotrofi ^a	x	x	x	x	x	1	x	$-\frac{4.57-Y_A}{Y_A}$	$-\frac{1}{Y_A}$	$-i_{NB} - \frac{1}{Y_A}$	x	x	$\frac{i_{NB}}{14} - \frac{1}{7 Y_H}$	$\mu_{mA} \frac{S_{NH}}{K_{NH}+S_{NH}} \frac{S_O}{K_{OA}+S_O} X_{BA}$
4 ^a Morte eterotrofi ^a	x	x	x	$1-f_p$	-1	x	f_p	x	x	x	x	$-i_{NB} - f_p i_{NP}$	x	$b_H X_{BH}$
5 ^a Morte autotrofi ^a	x	x	x	$1-f_p$	x	x	x	x	x	x	x	$-i_{NB} - f_p i_{NP}$	x	$b_A X_{BA}$
6 ^a Ammonificazione azoto organico solubile ^a	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1	-1	x	$\frac{1}{14}$	$K_A S_{ND} X_{BH}$
7 ^a Idrolisi del substrato lentamente biodegradabile ^a	x	1	x	-1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	$K_h \frac{X_s/X_{BH}}{K_s+(X_s/X_{BH})} \left[\frac{S_O}{K_{OH}+S_O} + \right.$ $\left. + \eta_H \frac{K_{OH}}{K_{OH}+S_O} \frac{S_{NO}}{K_{NO}+S_{NO}} \right] X_{BH}$
8 ^a Idrolisi azoto organico particolato ^a	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	1	-1	x	$\rho_7 \frac{X_{ND}}{X_S}$
Parametri stechiometrici: Crescita eterotrofi: Y_H Crescita autotrofi: Y_A Frazione biomassa che genera residuo particolato: f_p Rapporto N/COD biomassa attiva: i_{NB} Rapporto N/COD biomassa endogena: i_{NP}	COD inerte solubile [M(COD)L ⁻³] COD rapidamente biodegradabile [M(COD)L ⁻³] COD particolato inerte [M(COD)L ⁻³] COD lentamente biodegradabile [M(COD)L ⁻³] Biomassa attiva eterotrofa [M(COD)L ⁻³] Biomassa attiva autotrofa [M(COD)L ⁻³] Residuo endogeno particolato [M(COD)L ⁻³] Ossigeno [M(O)L ⁻³] Nitrati e nitriti [M(N)L ⁻³] Azoto ammoniacale [M(N)L ⁻³] Azoto organico solubile biodegradabile [M(N)L ⁻³] Azoto organico particolato biodegradabile [M(N)L ⁻³] Alcalinità - Unità molaria	Parametri cinetici: Crescita e scomparsa eterotrofi: $\mu_{mH}, K_S, K_{OH}, K_{NO}, b_H$ Crescita e scomparsa autotrofi: $\mu_{mA}, K_{NH}, K_{OA}, b_A$ Fattore di correzione per crescita anossica eterotrofi: η_c Ammonificazione: K_A Idrolisi: K_h, K_N Fattore di correzione per idrolisi anossica: η_H												

Dal punto di vista applicativo risulta molto importante l'approccio matriciale del modello ASM1 in cui viene costruita una matrice in cui compaiono le 13 componenti del modello in relazione agli 8 processi. Le celle della matrice contengono dei coefficienti stechiometrici che danno un "peso" al processo per ogni particolare specie. La matrice delle componenti del modello con le relative velocità di processo viene riportata in Tab. 5.

Nella scrittura delle equazioni di bilancio occorre specificare i termini di generazione per ogni singola specie; tali termini si avvalgono di una combinazione lineare delle velocità di reazione con delle costanti che prendono il nome di "parametri stechiometrici". Questi permettono di ricavare l'equivalenza in termini di ossigeno dei bilanci di equilibrio. Alcuni possono essere assunti costanti da letteratura, altri invece, come μ_A , b_H , η_g , K_h , K_x , η_h devono essere calibrati di volta in volta in funzione dell'impianto, e spesso la variazione di un parametro comporta la modifica di altri.

Si riportano nella Tab. 6 i parametri stechiometrici fondamentali con valori medi indicati da letteratura assunti alla temperatura di 10°C e 20°C.

Parametri	Simbolo	Unità di misura	20°C	10°C
Coeff. Crescita specifica eterotrofi	Y_H	$G_{cod_{formato}} / G_{cod_{ox}}$	0,67	0,67
Coeff. Crescita specifica autotrofi	Y_A	$G_{cod_{formato}} / G_{n_{ox}}$	0,24	0,24
Frazione di biomassa che produce particolato inerte	f_p		0,08	0,08
mass N/mass COD (in biomassa)	i_{xb}	G_n / G_{cod} in biomassa	0,086	0,086
mass N/mass COD (in prodotti inerti)	i_{xp}	G_n / G_{cod}	0,06	0,06
Velocità massima di crescita specifica eterotrofi	μ_H	d^{-1}	6	3
Coeff. Decadimento eterotrofi	b_h	d^{-1}	0,62	0,20
Coeff. Semisaturazione eterotrofi	K_S	G_{cod} / m^3	20	20
Coeff. Semisaturazione ossigeno per eterotrofi	K_{OH}	G_{O_2} / m^3	0,2	0,2
Coeff. Semisaturazione al nitrato	K_{NO}	$G_{NO_3 - N} / m^3$	0,5	0,5
Velocità massima di crescita specifica autotrofi	μ_A	d^{-1}	0,8	0,3
Coeff. Decadimento autotrofi	b_A	d^{-1}	0,20	0,10
Coeff. Semisaturazione ossigeno per autotrofi	K_{OA}	G_{O_2} / m^3	0,4	0,4
Coeff. Semisaturazione ammoniacca per autotrofi	K_{NH}	$G_{NH_3 - N} / m^3$	1	1
Fattore di correzione per la crescita anossica per eterotrofi	η_G		0,8	0,8
Tasso di ammonificazione	k_a	$m^3 / G_{cod} * d$	0,08	0,04
Velocità massima specifica di idrolisi	K_h	$G_{sbcod} / g_{cellCOD} * d$	3	1
Coeff. Di semisaturazione per l'idrolisi del substrato lentamente biodegradabile	K_x	$G_{sbcod} / g_{cellCOD}$	0,03	0,01
Fattore di correzione per la idrolisi anossica	η_H		0,4	0,4

Tab. 6 – Parametri stechiometrici del modello ASM1

Come nelle usuali reazioni chimiche il bilancio di massa è dato da:

$$\text{Ingresso} - \text{Uscita} \pm \text{Reazione} = \pm \text{Accumulo}$$

Il bilancio per la generica componente può essere scritto nella seguente formula:

$$\frac{dX_i}{dt} = \frac{Q}{V} (X_{i,in} - X_j) + r_i$$

Dove r_i è il termine di produzione che si ottiene sommando tutti i prodotti dei coefficienti stechiometrici per le specifiche velocità di reazione:

$$r_i = \sum_j v_{ij} \cdot \rho_j$$

Se nella matrice è presente un elemento vuoto, significa che tale componente non ha nessuna influenza nel processo in esame, mentre il segno, secondo le convenzioni, è positivo se si ha una produzione, negativo in caso di consumo. La rappresentazione matriciale permette, inoltre, di verificare velocemente la condizione di continuità muovendosi lungo la riga; infatti, se si sono utilizzate unità di misura omogenee, la somma dei coefficienti stechiometrici lungo ogni riga è nulla per conservazione della massa.

2.3.2. DESCRIZIONE DEL SOFTWARE WEST

WEST (World-wide Engine for Simulation and Training) è un software sviluppato per la modellazione e la simulazione dei diversi processi di trattamento delle acque reflue. Include al suo interno il modello ASM No.1 che è stato utilizzato per la modellazione statica sull'impianto oggetto di studio in questa tesi.

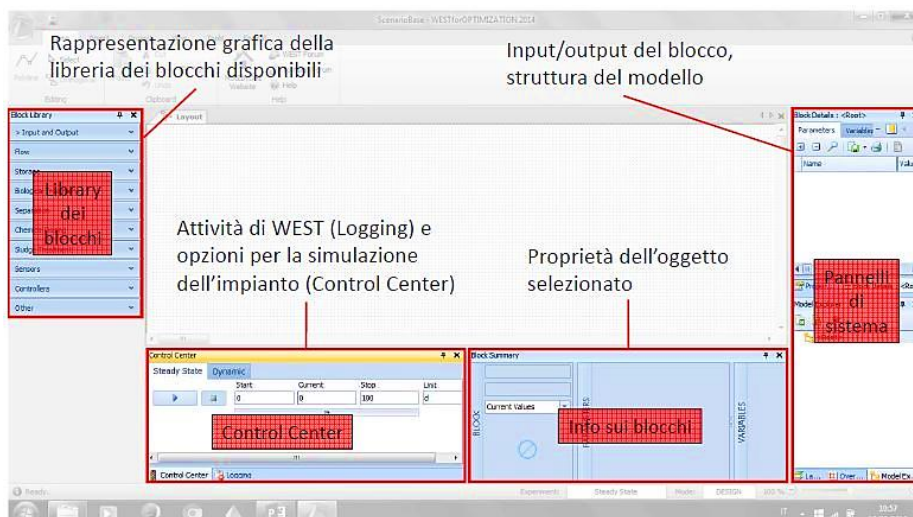


Fig. 29 – Esempio di schermata iniziale con identificazione dei blocchi in WEST (Modellazione con WEST, Prof. Ing. Paola Foladori, Ing. Chiara Ciocchetta, Dipartimento di Ingegneria Civile, Ambientale e Meccanica, Università degli studi di Trento)

Il Software è disponibile in 4 versioni, differenziate in base alle finalità di utilizzo : “*WEST for design*” permette di validare alternative progettuali e valutare il comportamento dinamico di diversi layout, “*WEST for optimization*” permette di ottimizzare i processi dal punto di vista dei rendimenti biologici/fisici e dal punto di vista di consumi energetici e reagenti, “*WEST for operator*” viene utilizzato per formare gli operatori (i modelli qui presenti sono implementati da un altro utente con abilitazione alle prime due versione) e “*WEST for automation*”, che consente di interfacciare il codice di calcolo WEST con le piattaforme di monitoraggio, telerilevamento e telecontrollo.

In questo studio verrà utilizzato “*WEST for optimization*”, il programma si presenta con strutture a blocchi, la grafica *user-friendly* aiuta l’utente nella creazione del layout della struttura da modellare.

Dal menu “*block library*” si trascinano le singole unità che compongono l’impianto, ossia tutti i principali comparti in cui avvengono processi fisico-chimici e biologici considerati rilevanti, queste sono raggruppate in palette: “*Input and Output*” dove si può scegliere il tipo di influente (municipale, industriale, fognatura, ecc) e l’effluente, “*Flow*” permette di selezionare i ripartitori di flusso, “*Biological treatment*” contiene l’insieme di tutti i processi biologici come CAS/MBR/MBBR ecc, “*Separation*” comprende i trattamenti fisico-chimico di separazione dei solidi e delle sostanze inquinanti (es. sedimentatore primario e secondario, membrane, filtri a sabbia), “*Chemical dosing*” raggruppa i trattamenti di disinfezione di tipo chimico, “*Sludge tratment*” i trattamenti di digestione per la linea fanghi, “*Controllers*” i controlli sull’areazione ed in “*Other*” c’è il *loop breaker* che non trova riscontro su impianti esistenti ma è necessario inserirlo su ogni flusso di ricircolo per imporre l’unidirezionalità del flusso ed evitare di avere problemi nella modellazione.

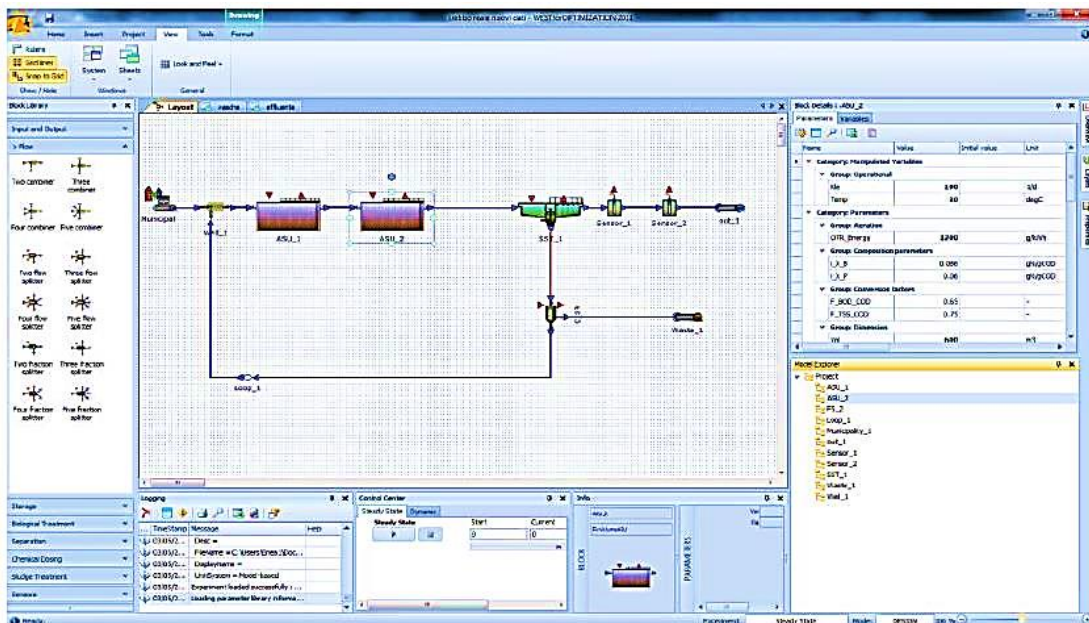


Fig. 30 – Esempio layout di un impianto

Trascinati tutti i blocchi nella finestra di layout bisogna stabilire le relative connessioni tra i blocchi attraverso "Polyline". In "Block details" su "Parameters" si introducono i valori noti, che vengono fissati ad inizio elaborazione e rimarranno costanti. Nei valori noti rientrano i dati geometrici delle unità operative, i flussi in ingresso/uscita/ricircolo, i flussi di ossigeno e i dati in ingresso. Quest'ultimo può essere inserito come frazionamento del COD (come file .txt) come metodo "Standard" o con valori ben definiti di portata, COD, TKN ed SST attraverso il metodo "Custom". Una volta importati i file e trascinati nella finestra "Time series out" si può generare il modello con "Generate", la simulazione si fa partire dal riquadro in basso a sinistra "Control center" dove, impostato un tempo di simulazione, si può scegliere tra "Steady state" per la modellazione statica, mentre con "Dynamic" per quella dinamica.

Infine, aprendo un nuovo foglio "Sheet" aggiungendo, dal menu "Insert", con "Add" un nuovo grafico "Create plot window", poi "Model explorer" si sceglie l'unità che si vuole analizzare e da "Block details" si trascina la variabile che si desidera visualizzare ed è possibile così rappresentare, anche su più finestre o all'interno della stessa, i grafici della variabilità sia delle portate che delle concentrazioni.

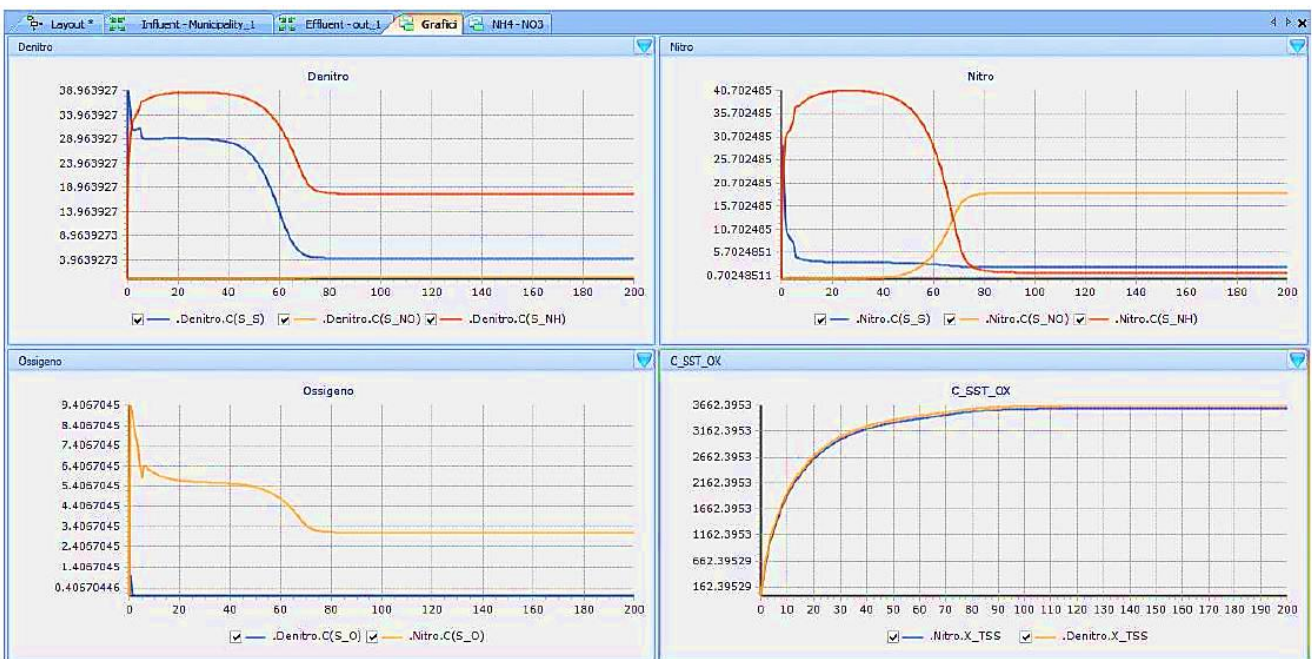


Fig. 31 – Esempio di grafici di modellazione statica (Modellazione con WEST, Prof. Ing. Paola Foladori, Ing. Chiara Ciocchetta, Dipartimento di Ingegneria Civile, Ambientale e Meccanica, Università degli studi di Trento)

CAPITOLO 3

RISULTATI E DISCUSSIONI

3.1. L'IMPIANTO DI FORLÌ

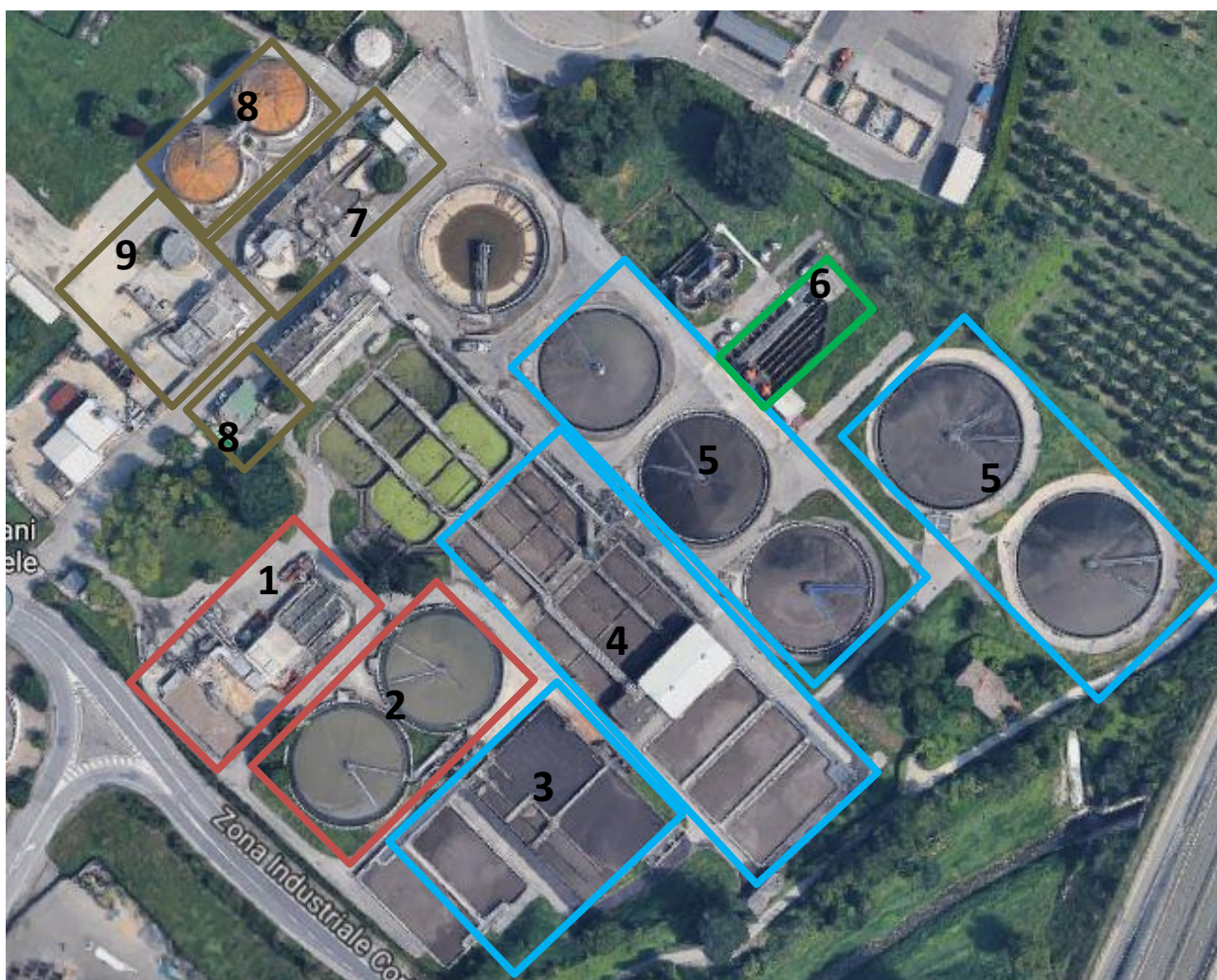


Fig. 32 – Veduta satellitare dell'impianto di depurazione di Forlì

L'impianto di depurazione di Forlì, situato in via Corecchio 39, tratta acque reflue provenienti dalla città di Forlì e dai comuni circostanti (Forlimpopoli, Bertinoro, Castrocaro Terme, Terra del Sole, Meldola e Predappio) inoltre accoglie giornalmente gli scarichi dagli autospurghi. Il collegamento

con il sistema fognario afferente al depuratore avviene mediante collettori fognari in parte in pressione ed in parte per gravità. Tale sistema fognario è ibrido, cioè costituito in parte da reti fognarie separate ed in parte da reti fognarie unitarie, quest'ultime intercettate e coltate in regime di magra al depuratore mediante opere di presa dotate di scolmatore. Nel 2014 l'impianto è stato oggetto di ampliamento, portando la sua potenzialità da 160.000 AE a 250.000 AE. [10]

Facendo riferimento alla Fig. 33 e allo schema a blocchi in Fig. 40, l'impianto è così suddiviso:

1. la fognatura arriva ai trattamenti preliminari, dove, dopo essere stata sollevata, viene grigliata attraverso due grigliature fini dette a "scala mobile", successivamente viene ripartita verso due dissabbiatori/disoleatori che operano per l'eliminazione di sabbia ed olii;
2. dai dissabbiatori la portata viene ripartita su due sedimentatori primari, ciascuno con area di 804 m², diametro di 32 m e volume di 2600 m³, che non vengono utilizzati per evitare carenze di BOD nella fase successiva di pre-denitrificazione;
3. dopo i trattamenti preliminari il refluo prosegue ai trattamenti biologici, attraverso la *pre-denitrificazione* i nitrati vengono ridotti all'interno di vasche anossiche e leggermente movimentate, la biomassa utilizza come fonte di carbonio la sostanza organica del liquame grezzo in ingresso e i nitrati vengono immessi attraverso il ricircolo del mixed liquor a valle del processo ossidativo e dai sedimentatori secondari, nello specifico l'impianto è costituito da 4 vasche di pre-denitrificazione, due preliminari all'ampliamento di 2200 m³ ciascuna e due di nuova costruzione di 2940 m³ l'una;
4. successivamente si opera l'ossidazione della sostanza organica residua e la nitrificazione dell'azoto ammoniacale all'interno delle vasche di ossidazione biologica, delle sette vasche biologiche presenti cinque sono in funzione ed operano con un sistema di aerazione a microbolle diffuse;



Fig. 33 – Vasca di ossidazione biologica di recente costruzione

5. per ottenere la chiarificazione del refluo, dopo il trattamento biologico di aerazione, il fango viene mandato alla sedimentazione finale dove i fiocchi di fango sedimentano sul fondo ed il chiarificato sfiora dallo stramazzo perimetrale, dei sei sedimentatori secondari cinque sono in funzione, tre costruiti prima dell'ampliamento di 2270 m^3 e 34 m di diametro ciascuno, e due più recenti di 4647 m^3 e 40 m di diametro l'uno;



Fig. 34 – Sedimentatori secondari costruiti prima dell'ampliamento



Fig. 35 – Uno dei due sedimentatori secondari di recente costruzione

6. per ottenere un miglior affinamento del grado depurativo il chiarificato viene mandato prima alla filtrazione poi alla disinfezione di tipo chimico dove, attraverso l'aggiunta di acido peracetico, vengono abbattuti i microrganismi patogeni, il dosaggio continuo è garantito attraverso delle pompe mentre il mescolamento avviene all'interno di una vasca di suddivisa in setti, che garantisce la perfetta disinfezione;
7. la linea di trattamento fanghi raccoglie il sedimentato proveniente dai sedimentatori primari e secondari, per ridurne, quanto più possibile, il contenuto di acqua e la loro putrescibilità. Nello specifico, il fango viene inizialmente mandato in un pre-ispessitore, una sorta di sedimentatore di 615 m³ con un diametro di 14 metri, dove per gravità il fango sedimenta, successivamente viene trattato nell'ispessitore a tavola piana, dove, attraverso l'aggiunta di polielettrolita, diluito con acqua industriale, i fiocchi di fango aumentano le loro dimensioni e la separazione dell'acqua dal fango avviene per mezzo di una tela drenante che, per gravità, trattiene il fango e fa passare il liquido. Viene poi nuovamente inviato ad un post-ispessitore delle stesse dimensioni del primo;



Fig. 36 – Ispessitore a tavola piana

8. Il fango è trattato da due digestori anaerobici ciascuno di 3100 m³ e 18 metri di diametro dal quale viene poi stoccato il biogas per la produzione di energia elettrica attraverso un cogeneratore da 330Kw;
9. Infine, il fango viene tritato e centrifugato, è possibile così ottenere una riduzione dell'umidità all'interno del fango tra il 90% ed il 95%, il secco viene poi raccolto in cassoni e smaltito.



Fig. 37 – Disidratazione attraverso centrifuga



Fig. 38 – Fango disidratato prima dello smaltimento

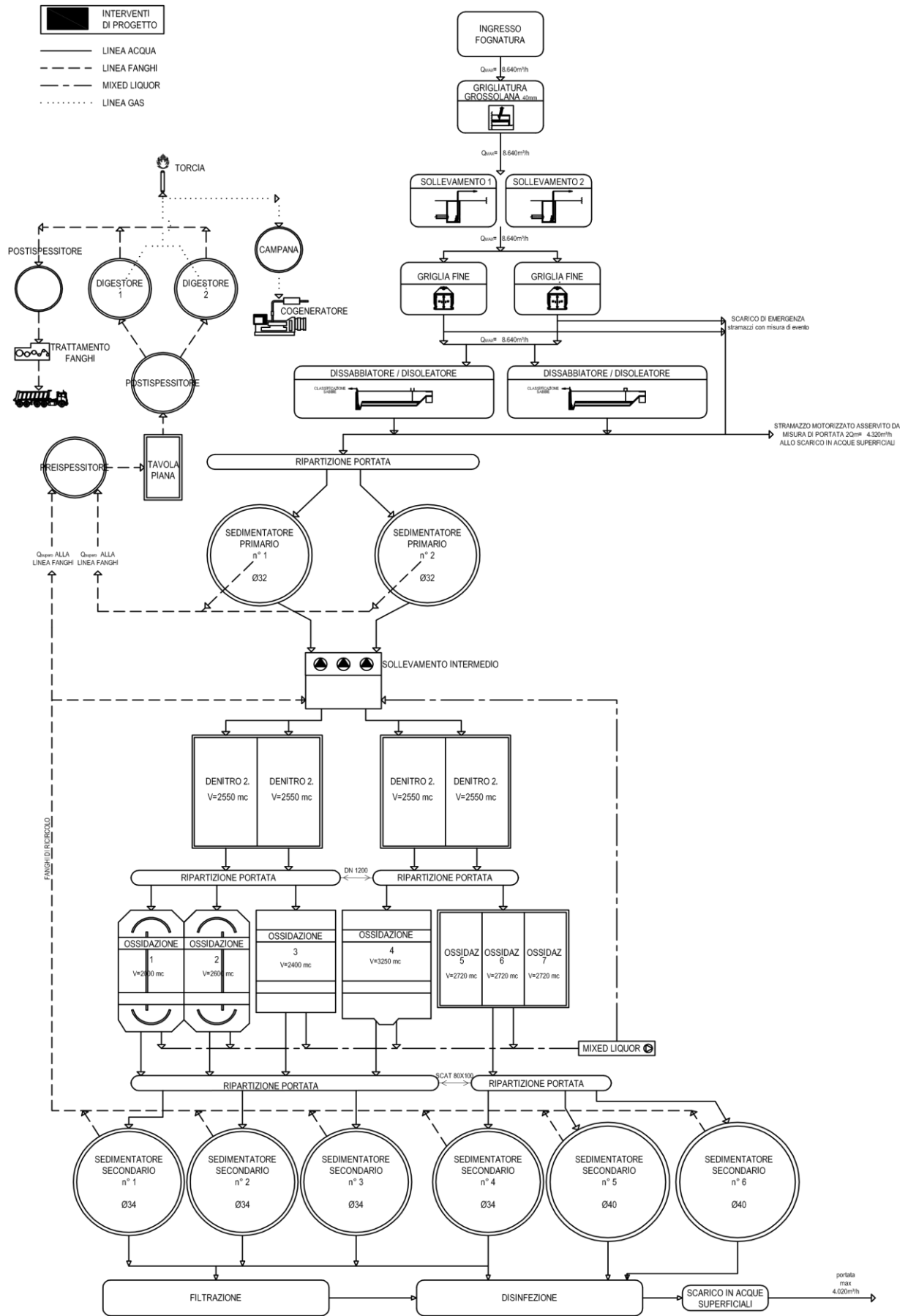


Fig. 39 – Schema a blocchi dell’impianto

3.2. RISULTATI PROVE RESPIROMETRICHE



Fig. 40 – Allestimento prove respirometriche

Per lo studio di questa tesi sono state svolte complessivamente 58 prove: 23 sul fango attivo dell'impianto di Forlì, 21 sul fango attivo dell'impianto IDAR e 3 su un campione proveniente dall'impianto di depurazione di Granarolo. Indicativamente sono state svolte dalle 4 alle 5 prove settimanali, ogni prova ha richiesto tempi di esecuzione differenti, ad esempio la frazione rapidamente biodegradabile è stimabile in meno di 1 ora, mentre quella lentamente biodegradabile può richiedere anche più di 10 ore per consumare completamente il substrato. Per l'esecuzione delle prove di respirometria ogni campione di fango attivo è stato prelevato all'interno della vasca di ossidazione o, se non possibile come nel caso di IDAR, all'uscita della stessa all'interno della canaletta di ricircolo. Per ogni campionamento sono state svolte analisi chimiche su un campione di refluo in ingresso prima dei sedimentatori e uno in uscita poco prima della disinfezione di tipo chimica, su ciascuno sono stati calcolati il COD, il COD solubile ed i solidi sospesi totali.

Prima di iniziare le prove di respirometria si è accertato che il fango fosse in condizioni endogene, e che quindi avesse consumato tutti i substrati presenti al momento del campionamento, lasciando il campione in aerazione per 24 ore.

Inoltre, prima dell'acquisizione dati, è stato verificato che all'interno del campione ci fosse una concentrazione di solidi compresa tra 3 e 5 gSST/l, consigliata di 4 gSST/l, per concentrazioni superiori a 5 gSST/l è stata eseguita una diluizione del campione 1:3 (due parti di fango e una di refluo).

Sulla base dell'OUR endogeno del campione è stato impostato l'ampiezza e la posizione del set-point del ΔO_2 , in particolare il fango attivo prelevato dall'impianto di Forlì ha un OUR compreso tra 7 e 12 mg/l/h e per questo è stato impostato un set-point tra 4.5 e 5 mgO₂/l con un ΔO_2 di 0.5 mgO₂/l.

Si riportano di seguito le prove più rappresentative e significative per l'analisi dell'efficienza biodegradativa sull'impianto di Forlì.

3.2.1. Curva di calibrazione

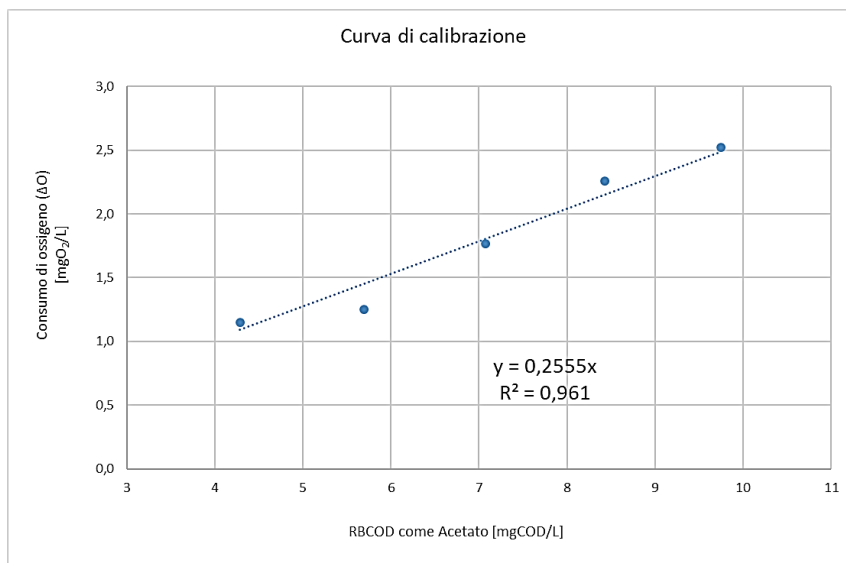


Fig. 41 – Curva di calibrazione impianto di Forlì

Nel metodo a singolo OUR si assume che la biomassa utilizzi l'RBCOD presente nel refluo allo stesso modo con cui utilizza l'acetato di sodio, per la quantificazione dell'RBCOD è necessario disporre di una curva di calibrazione che esprime la correlazione tra il COD aggiunto (come acetato di sodio) ed il relativo consumo di ossigeno da parte del fango attivo.

Per ricavare la curva di calibrazione si eseguono differenti dosaggi di acetato, per ogni dosaggio si ricava un grafico che rappresenta la variazione di ossigeno disciolto nel tempo, nel quale è possibile distinguere un primo tratto prevalentemente orizzontale corrispondente alla saturazione, conseguentemente all'aggiunta del substrato avviene un aumento di pendenza per l'ossidazione dell'acetato ed una successiva riduzione di pendenza per la completa rimozione del substrato ed il ritorno alla respirazione endogena. Si interpola questo tratto finale fino all'istante in cui è stato aggiunto l'alimento e per costruzione grafica si può determinare il ΔO consumato durante il test in seguito al dosaggio effettuato.

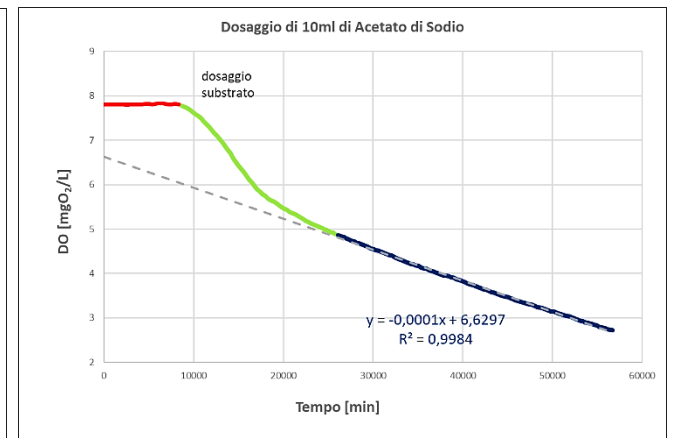
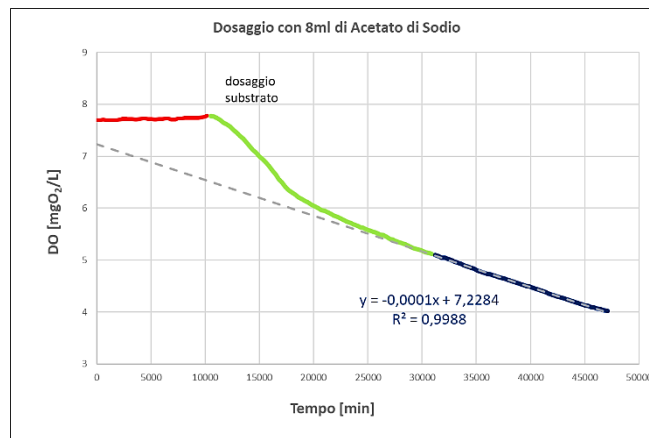
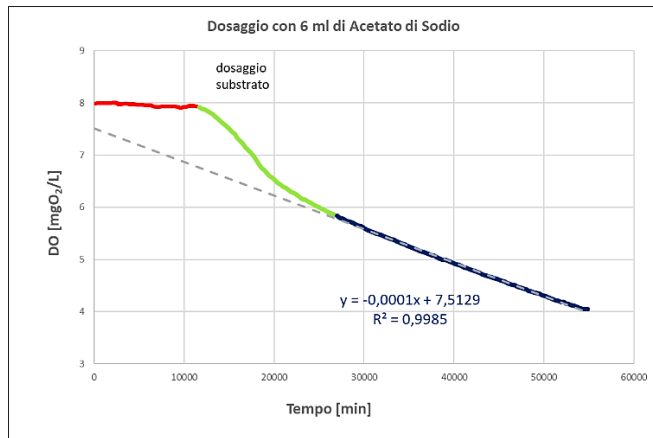


Fig. 42, 43 e 44 – Dosaggi da 6, 8 e da 10 ml di Acetato di Sodio

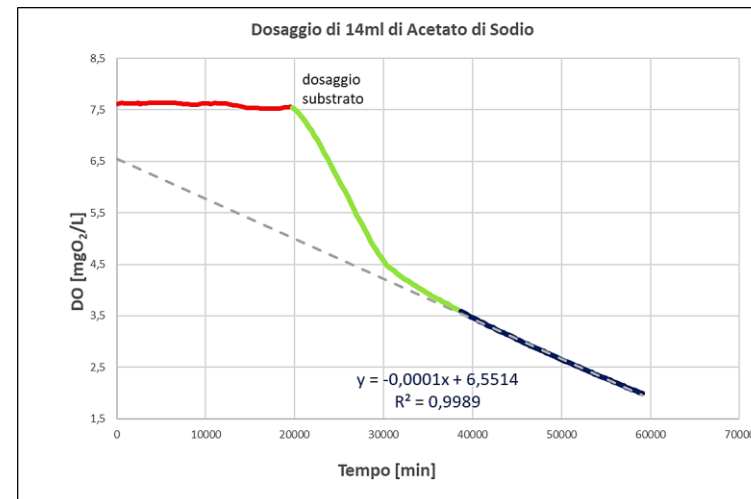
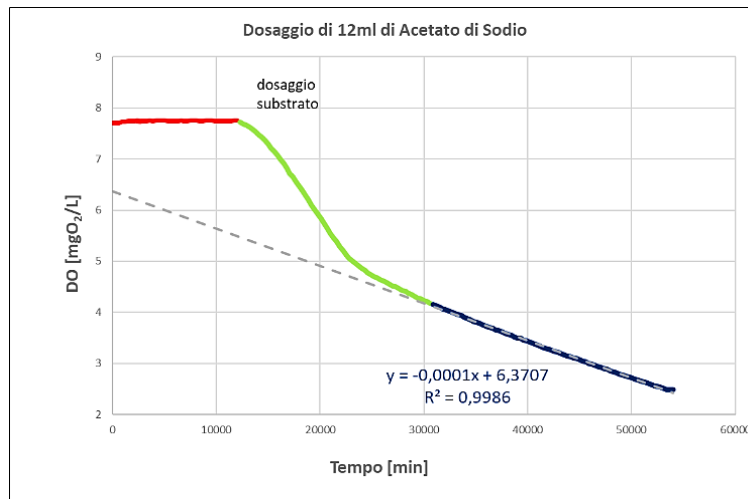


Fig. 45 e 46 – Dosaggi da 12 e 14 ml di Acetato di Sodio

Si può notare dai grafici da Fig. 42 a Fig. 46 come all'aumentare dei dosaggi aumenti la richiesta di ossigeno per ossidare tutto il substrato.

I valori di ΔO calcolati per i cinque test a diversi dosaggi di acetato vengono diagrammati in funzione del rispettivo COD aggiunto, per ottenere la curva di calibrazione riportata in Fig. 41.

La curva di calibrazione può considerarsi significativa per un determinato impianto all'incirca per quattro mesi, inoltre la sua determinazione non è condizionata dalla concentrazione del fango attivo utilizzato, infatti un fango attivo con una più alta concentrazione di solidi sospesi presenta una più elevata velocità di rimozione dell'ossigeno ed un tempo di rimozione minore, viceversa per fanghi con basse concentrazioni si avranno velocità più basse di rimozione e sarà necessario un tempo maggiore, ma il valore di ΔO in entrambi i casi non cambia.

3.2.2. COD rapidamente biodegradabile (RbCOD)

Per la determinazione del COD biodegradabile solubile (S_s) si applica il metodo respirometrico a singolo OUR già descritto per la curva di calibrazione. Dato che i substrati rapidamente biodegradabili presentano strutture semplici e hanno basso peso molecolare, quando vengono degradati da un fango attivo, causano un rapido consumo di ossigeno e quindi una rapida risposta in un test respirometrico. Si monitora il consumo di ossigeno fino ad un paio di punti al di sotto del cambio di pendenza, che non deve avvenire prossimo ai 2 mg/l di ossigeno disciolto; la dinamica dell'OD di una prova eseguita su un campione di fango attivo di Forlì è rappresentata in Fig. 47.

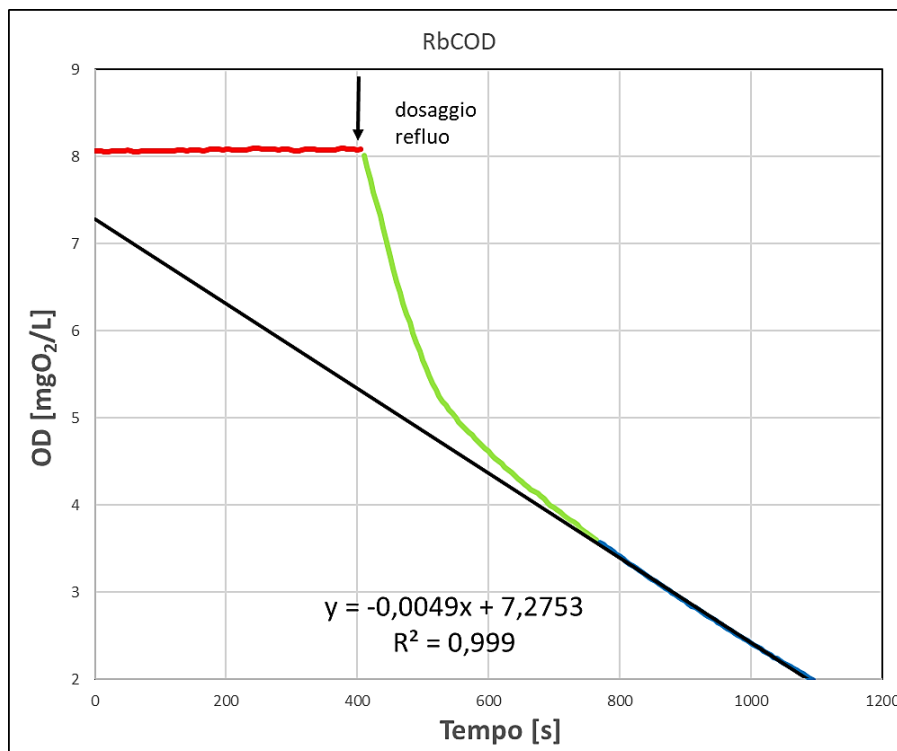


Fig. 47 – Test respirometrico RbCOD eseguito su un campione di fango attivo prelevato da Forlì

3.2.3. COD biodegradabile (bCOD)

La frazione lentamente biodegradabile X_s è composta da molecole ad alto peso molecolare che richiedono di essere idrolizzate prima di poter essere metabolizzate da parte dei fanghi attivi come molecole a basso peso molecolare, per questo la loro determinazione richiede tempi molto lunghi (10-15 ore o pari al tempo di ritenzione idraulica nel reattore biologico dell'impianto trattato) per poter permettere il completamento delle reazioni di idrolisi e di ossidazione da parte del fango attivo. Il test permette di trovare la frazione di COD biodegradabile presente nel refluo, ossia la totalità della rapidamente e lentamente biodegradabile, così, dalla prova descritta precedentemente (RbCOD), è possibile per differenza risalire alla frazione lentamente biodegradabile.

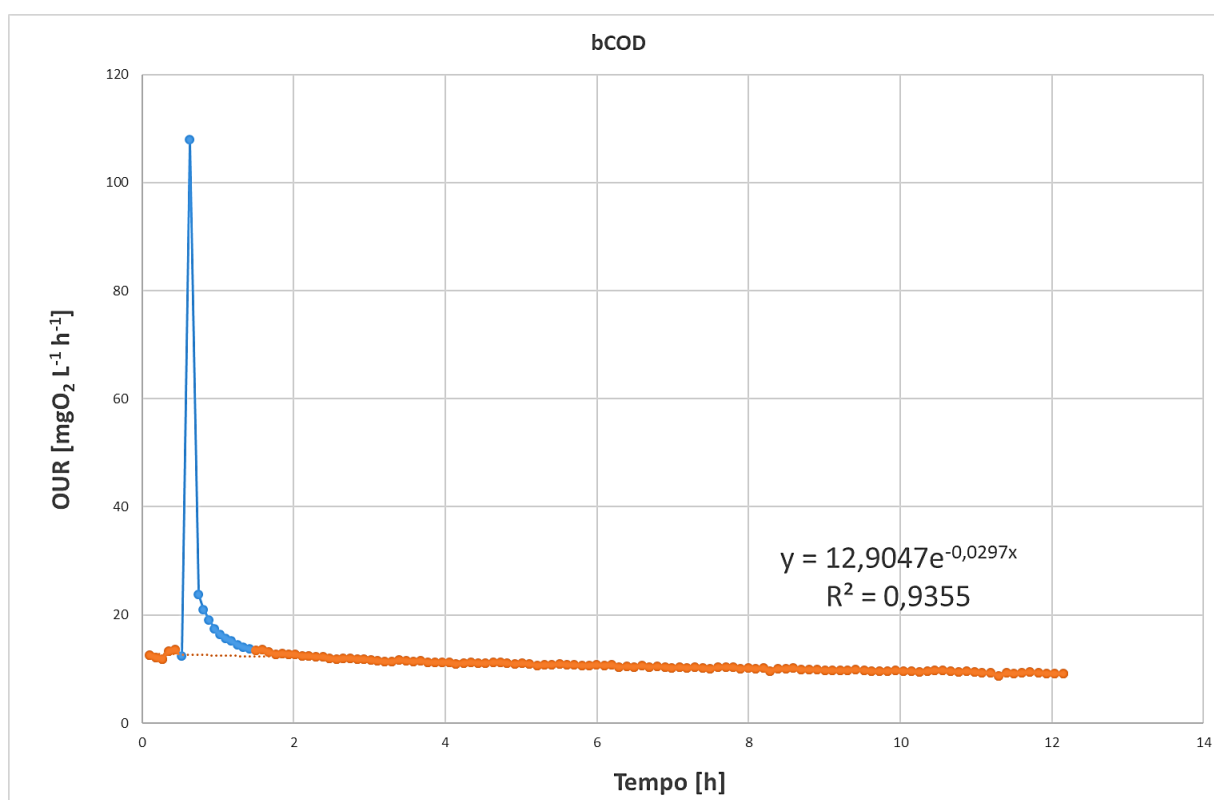


Fig. 48 – Test respirometrico Bcod eseguito su un campione di fango attivo prelevato da Forlì

Il respirogramma presenta un tratto iniziale di OUR in respirazione endogena all'incirca di 14 mg/l/h, dopo l'aggiunta del substrato l'OUR sale a 108 mg/l/h, in questa fase la richiesta di ossigeno è massima in quanto avviene l'ossidazione dell'RbCOD, l'idrolisi dell'RHCOD e dell'SbCOD, poi il tratto di curva presenta punti man mano decrescenti legati alla progressiva scomparsa dei substrati dai più velocemente ai più lentamente biodegradabili. In fine, dopo aver ossidato tutta la sostanza biodegradabile l'OUR si assesta ai valori iniziali di respirazione endogena, questo tratto deve essere sufficientemente lungo in modo da poter essere interpolato con una funzione esponenziale prolungabile fino al tempo iniziale.

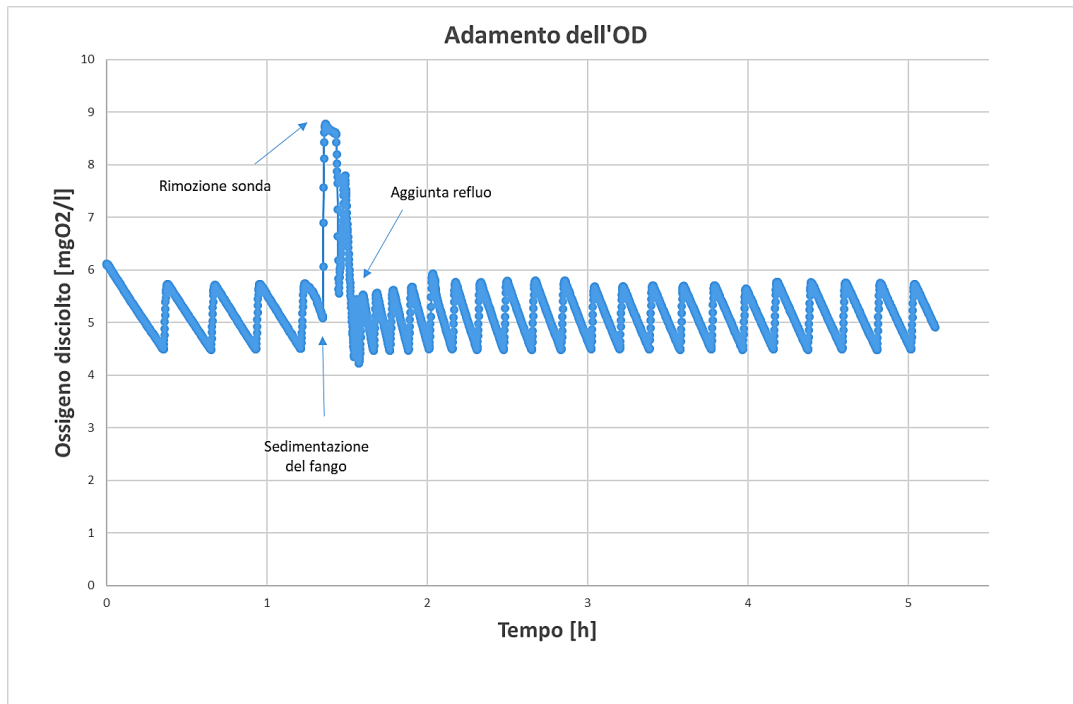


Fig. 49 – Variazione dell'OD nel tempo, prova respirometrica bCOD eseguita su un campione di fango attivo prelevato dall'impianto di Forlì

3.2.4. Frazionamento COD

Nei reflui civili la percentuale delle singole frazioni del COD totale rientra in range comunemente tipici. I valori di riferimento per il frazionamento presenti in letteratura sono i seguenti:

S_i	S_s	X_s	X_i
2-15%	10-20%	30-60%	10-30%

Tab. 7 – Frazionamento tipico in un refluo civile

Si riportano in Tab. 8 i valori ottenuti dalle prove sia respirometriche che chimiche eseguite sui campioni prelevati dall'impianto di Forlì. Per cause che saranno in futuro da indagare non è stato possibile ottenere un valido frazionamento per via respirometrica sull'impianto in oggetto di studio, in quanto la frazione rapidamente biodegradabile (S_s), determinata sperimentalmente con il respirometro, è risultata essere maggiore della frazione solubile (COD_s), ottenuta dalle analisi chimiche, ciò implica un quantitativo di COD solubile inerte presente nell'effluente negativo. Si riportano poi di seguito le percentuali delle singole frazioni determinate respirometricamente.

Tab. 8 - Risultati del frazionamento ottenuto dalle prove eseguite sui campioni di fango attivo prelevati dall'impianto di depurazione di Forlì

Dep. Forlì - FRAZIONAMENTO N. 1

Ingresso											Uscita		
SST refluo	SST fango	SSV fango	COD	COD _s	X	COD _b	S _s	X _s	S _i	X _i	SST refluo	COD	COD _s
mg/l	gSST/l	gSSV/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mg/l	mgCOD/l	mgCOD/l
			198	83	115	437	161,7	275,3	-78,70	-160,30		27	24

Dep. Forlì - FRAZIONAMENTO N. 2

Ingresso											Uscita		
SST refluo	SST fango	SSV fango	COD	COD _s	X	COD _b	S _s	X _s	S _i	X _i	SST refluo	COD	COD _s
mg/l	gSST/l	gSSV/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mg/l	mgCOD/l	mgCOD/l
131,8	3,24	2,268	217	70	147	191	84,28	106,72	-14,28	40,28	2,2	25	24

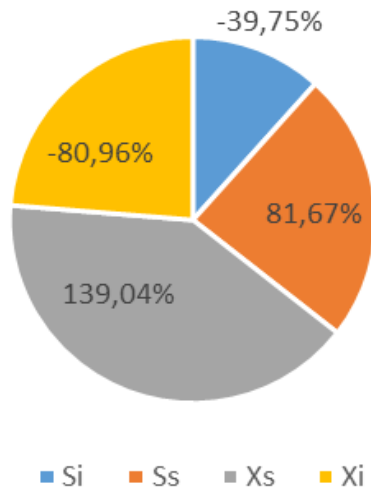
DEP. - Forlì - FRAZIONAMENTO N. 3

Ingresso											Uscita		
SST refluo	SST fango	SSV fango	COD	COD _s	X	COD _b	S _s	X _s	S _i	X _i	SST refluo	COD	COD _s
mg/l	gSST/l	gSSV/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mg/l	mgCOD/l	mgCOD/l
269,6	2,81	1,967	455	80	375	132	88,99	43,01	-8,99	331,99	2,4	24	23

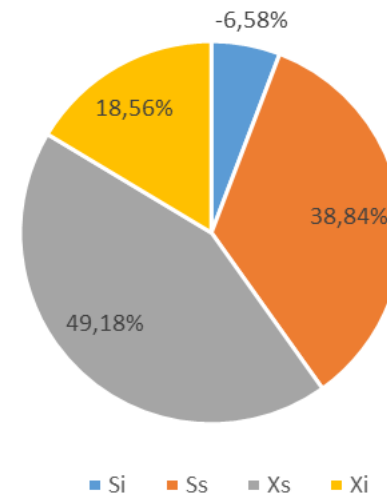
Dep. Forlì - FRAZIONAMENTO N. 4

Ingresso											Uscita		
SST refluo	SST fango	SSV fango	COD	COD _s	X	COD _b	S _s	X _s	S _i	X _i	SST refluo	COD	COD _s
mg/l	gSST/l	gSSV/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mgCOD/l	mg/l	mgCOD/l	mgCOD/l
152	3,5	2,45	255	111	144	222	159,76	62,24	-48,76	81,76	2,3	25	23

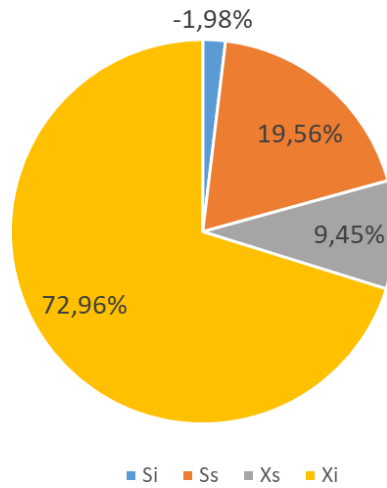
Frazionamento N. 1



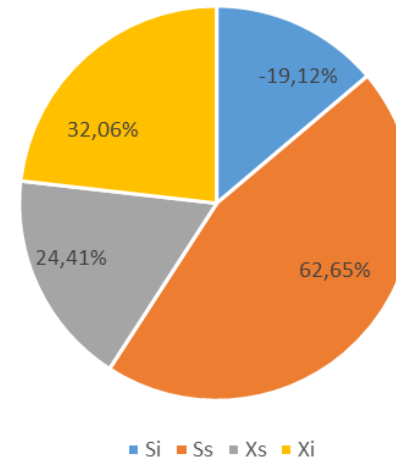
Frazionamento N. 2



Frazionamento N. 3



Frazionamento n. 4



A titolo di esempio si riporta di seguito un frazionamento eseguito, durante il periodo iniziale di tirocinio, sull'impianto IDAR di Bologna che ha fornito risultati che potrebbero essere utilizzati per un ipotetico caso di studio.

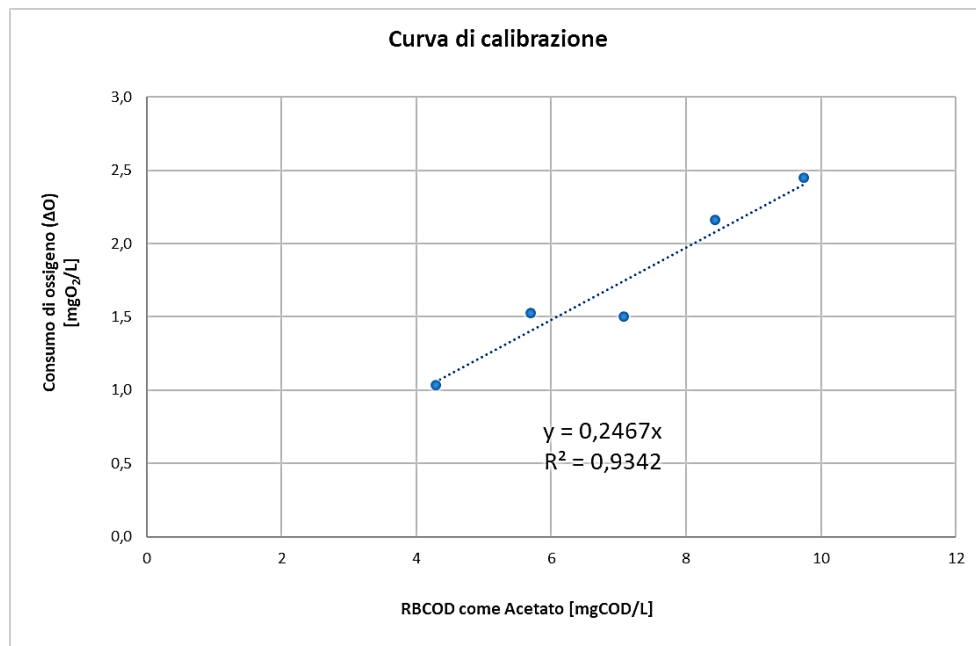


Fig. 50 – Curva di calibrazione eseguita su un campione di fango prelevato dalla vasca di ossidazione dell'impianto IDAR di Bologna

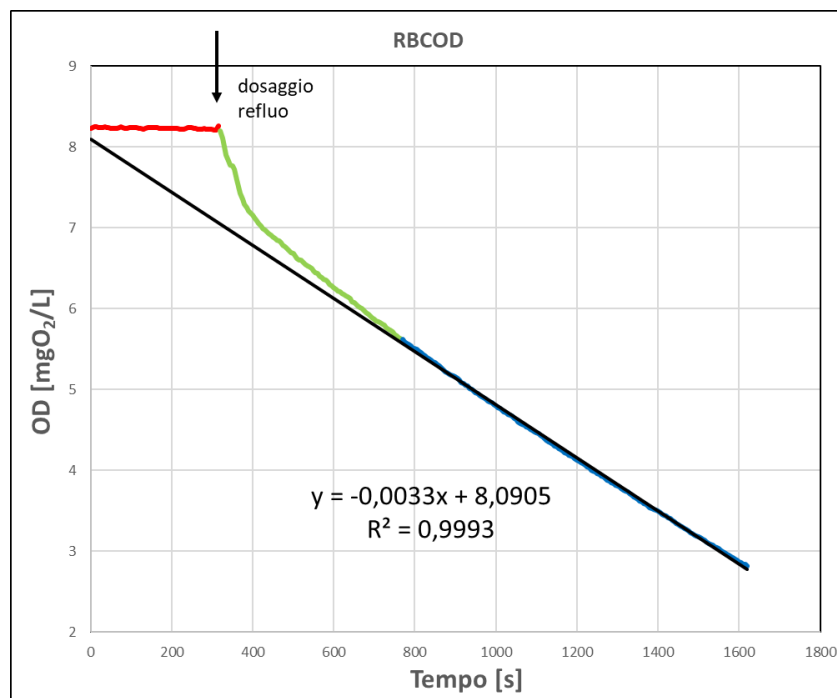


Fig. 51 – Prova per la determinazione del COD rapidamente biodegradabile eseguita su un campione di fango prelevato dalla vasca di ossidazione dell'impianto IDAR di Bologna

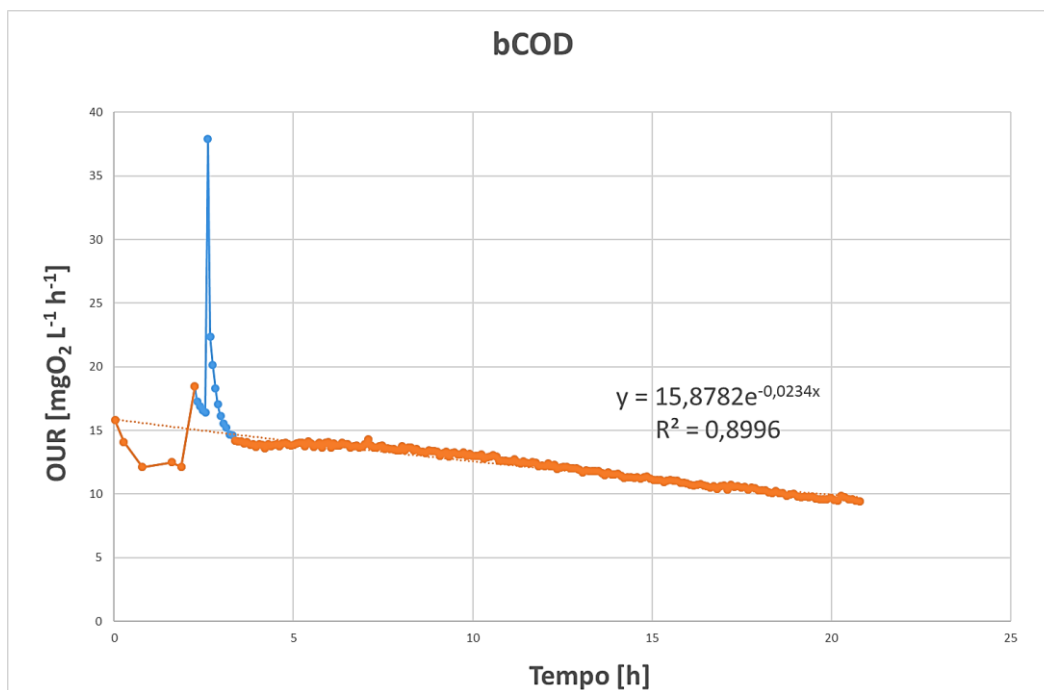
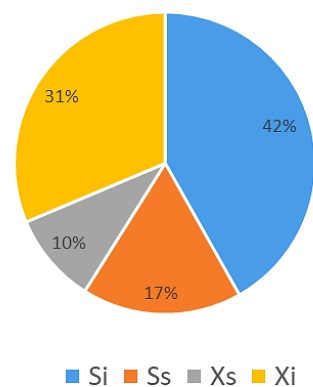


Fig. 52 - Prova per la determinazione del COD biodegradabile eseguita su un campione di fango prelevato dalla vasca di ossidazione dell'impianto IDAR di Bologna

FRAZIONAMENTO IDAR			
Parametro	unità di misura	Valore	Note
COD _{TOT}	mgCOD/L	190	Analisi chimica
S	mgCOD/L	112	Analisi chimica
X	mgCOD/L	78	Calcolo
COD _B	mgCOD/L	51	Metodo respirometrico
S _s	mgCOD/L	32,55	Metodo respirometrico
X _s	mgCOD/L	18,45	Calcolo
S _i	mgCOD/L	79,45	Calcolo
X _i	mgCOD/L	59,55	Calcolo
X _{BH}	mgCOD/L	-	Metodo respirometrico
X _{BA}	mgCOD/L	-	Metodo respirometrico



Tab. 9 e Fig. 53 – Frazionamento ottenuto da prove respirometriche eseguite su campioni di fango attivo di IDAR

Non potendo utilizzare per la modellazione software i dati ottenuti dai test respirometrici, probabilmente a causa dell'usura rinvenuta sui sensori delle sonde, si è ricorso all'utilizzo di un frazionamento semplificato, denominato metodo STOWA, nel quale sono stati presi tre anni di dati sia in ingresso che in uscita impianto di: COD, BOD₅, Solidi Sospesi Totali (SST), Azoto Ammoniacale (NH₄), Azoto Totale (N_{tot}) e Fosforo (P).

Dopo aver accuratamente rimosso i valori singolari in ingresso, identificati sulla base dei valori tipici dei rapporti caratteristici (riportati in Tab. 10) e di letture anomale, tutti i dati vengono raggruppati per anno e mediati.

COD/N _{TOT}	BOD ₅ /N _{TOT}	COD/BOD ₅	COD/P _{TOT}	COD/SST
8-12	4-7	2-2.5	35-45	0.8-1.3

Tab. 10 – Rapporti caratteristici dei valori in ingresso per reflui civili

Si riportano in Tab. 11 e in Tab. 12 valori medi annui in ingresso e in uscita impianto ottenuti.

Ingresso	NH ₄ [mg/l NH ₄]	N-Tot [mg/L]	BOD ₅ [mg/l O ₂]	COD/BOD ₅	COD [mg/l O ₂]	P-Tot [mg/l P]	SST [mg/l]
2017	40	45	118	2	259	5	114
2018	37	38	108	2	252	4	135
2019	40	37	124	2	292	4	134

Tab. 11 – Valori mediati in ingresso impianto

Uscita	BOD ₅ [mg/l O ₂]	COD [mg/l O ₂]	SST [mg/l]	N _{tot} [mg/l]
2017	8,7	28,2	6,2	10,3
2018	10,0	26,4	9,2	9,1
2019	11,3	31,9	7,2	8,1

Tab. 12 – Valori mediati in uscita impianto

Il frazionamento è stato così calcolato:

$$S_i = COD_{out} - (SST_{out} \cdot f_{v,fangho} \cdot f_{cv})$$

$$S_s = COD_{in} - (SST_{in} \cdot f_{v,refluo} \cdot f_{cv}) - S_i$$

$$X_s = \frac{(BOD_{5,in}/(1-e^{-5 \cdot K_{BOD}}))}{1-f_{BOD}} - S_i$$

$$X_i = COD_{in} - (S_i + S_s) - X_s$$

dove

$f_{BOD} = 0.15$, residuo cellulare inerte, rappresenta la percentuale di BOD_{∞} da rimuovere per il calcolo del COD_b partendo dal BOD;

$K_{BOD} = 0.23$, costante tipica per il calcolo del BOD_{∞} ;

$f_{v,fangho} = 0.7$, il rapporto tipico SSV/SST è compreso tra 0.7-0.8 nei fanghi di impianti CAS ed è necessario per il calcolo degli SSV nell'effluente;

$f_{cv} = 1.48$, il rapporto tipico COD/SSV è compreso tra 1.45-1.5 nei fanghi di impianti CAS ed è necessario per calcolare il COD particolato presente nell'effluente;

$f_{v,refluo} = 0.85$, è il rapporto tipico SSV/SST nel refluo di impianti CAS ed è necessario per il calcolo degli SSV nel refluo.

In aggiunta per la modellazione vengono calcolate le seguenti variabili:

$S_{ND} = i_{NNS} \cdot S_s$, frazione di azoto organico solubile biodegradabile, con $i_{NNS} = 0.02$;

$X_{ND} = i_{NXS} \cdot X_s$, frazione di azoto organico particolato biodegradabile, con $i_{NXS} = 0.04$;

$X_{BH} = 0.05 \cdot COD_{in}$, frazione di biomassa attiva eterotrofa.

Il frazionamento così ottenuto e le rispettive percentuali sono riportati nelle tabelle seguenti:

	S_i	S_s	X_s	X_i	S_{ND}	X_{ND}	X_{BH}
2017	21,8	93,7	108,9	35,0	1,87	4,35	1,97
2018	16,86	65,0	121,61	48,11	1,3	4,86	12,58
2019	24,4	98,5	114,7	53,9	1,97	13,51	14,58

	S_i (%)	S_s (%)	X_s (%)	X_i (%)
2017	8%	36%	42%	14%
2018	7%	26%	48%	19%
2019	8%	34%	39%	18%

Tab. 13 e 14 – Frazionamento con metodo STOWA e percentuali

3.3. RISULTATI ANALISI SOFTWARE

Il frazionamento preso come riferimento da inserire nella modellazione software è quello del 2018. Nella costruzione del modello non sono stati considerati i pretrattamenti, la linea fanghi, la disinfezione e la sedimentazione primaria, che effettivamente non viene utilizzata nell'impianto reale. L'impianto viene suddiviso su due linee, in cui, la portata assunta in ingresso di 46440 m³/d, viene ripartita come il 55% ed il 45%. Delle quattro vasche di pre-denitrificazione ne vengono rappresentate due, i cui volumi corrispondono alla somma delle prime due vasche costruite prima dell'ampiamiento e delle seconde costruite dopo, anche le vasche di ossidazione disegnate sono due, la prima con un volume di 8200 m³ e la seconda di 5200 m³, al cui interno è stata assegnata una concentrazione di solidi pari a 2 g/l. Anche per i sedimentatori secondari ne sono stati rappresentati due.

Il ricircolo della miscela aerata ed il ricircolo fanghi è stato inizialmente posto pari a 1 mentre il supero pari a 10 m³/h per ciascun sedimentatore.

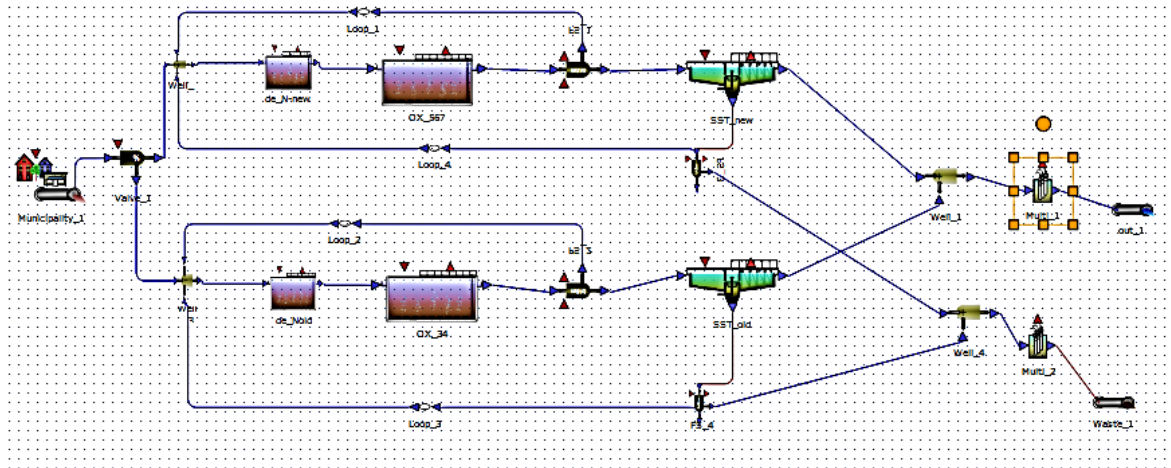


Fig. 54 – Layout impianto di Forlì base con WEST

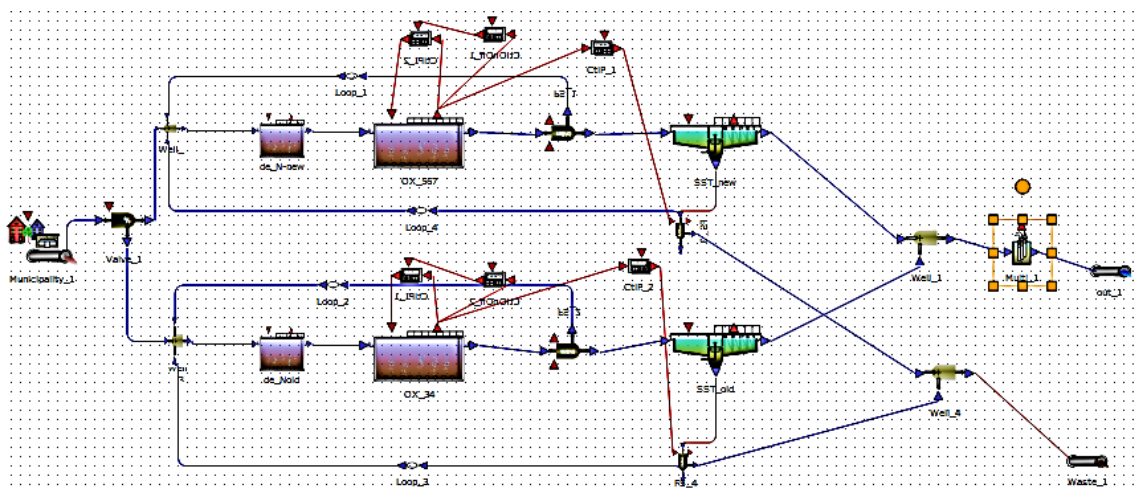


Fig. 55 – Layout impianto di Forlì con WEST con aggiunta di controllori

Sono stati inoltre introdotti, per ogni vasca di aerazione, il PI controller dell'ossigeno disciolto, che permette di mantenere l'ossigeno in vasca a 2 mg/l facendo variare la k_{la} , a questo viene poi successivamente collegato un Controller On-OFF dell'ammoniaca, dove il valore di ossigeno disciolto viene regolato dall'ammoniaca che deve essere compresa fra 2 e 4 mg/l. Infine viene aggiunto un Controller sui solidi SST che regola il ricircolo del fango in uscita al sedimentatore in modo tale che in vasca di aerazione ci siano 2 g/l di solidi.

Sulla linea di effluente in uscita è stato inserito un Multy Sensor in modo da poter controllare a video i valori in uscita.

Si riportano di seguito i grafici e i valori ottenuti in presenza di controllori modellizzando in stato stazionario e impostando un ricircolo della miscela areata pari a 1.

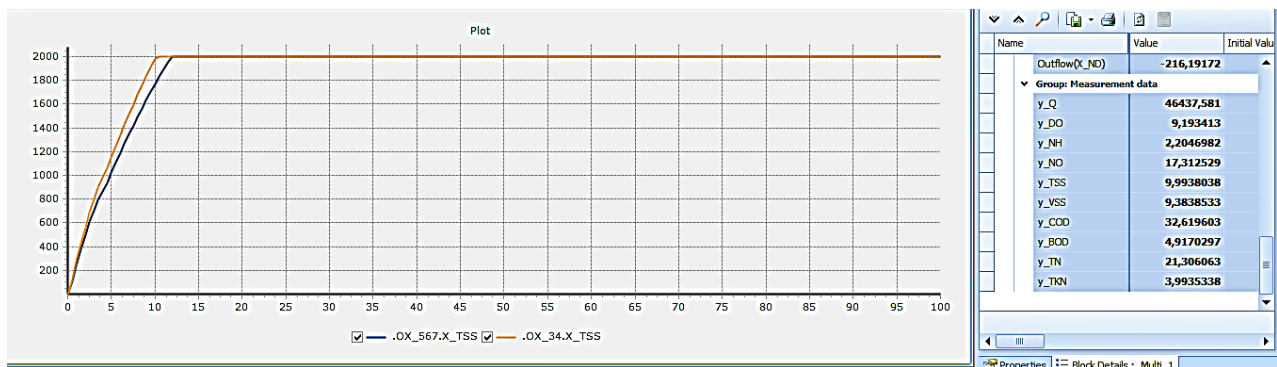


Fig. 56 – Concentrazione dei solidi sospesi totali all'interno delle due vasche di ossidazione, pari a 2 g/l come impostato dal Controller

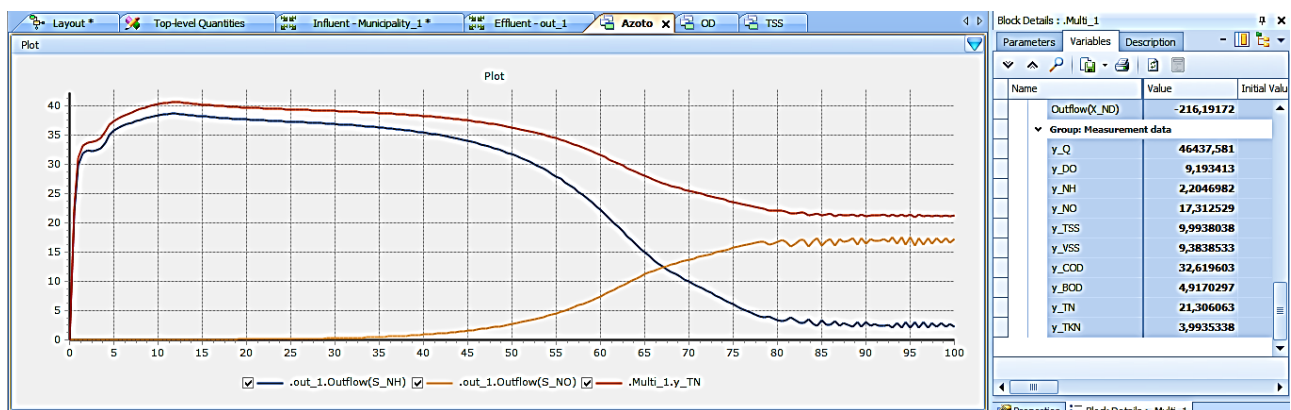


Fig. 57 – Concentrazione dei nitrati, dell'ammoniaca e dell'azoto totale in uscita impianto

Si può notare come mantenendo il ricircolo a 1 l'azoto in uscita è pari a 20 mg/l, il doppio dei limiti di legge consentiti.

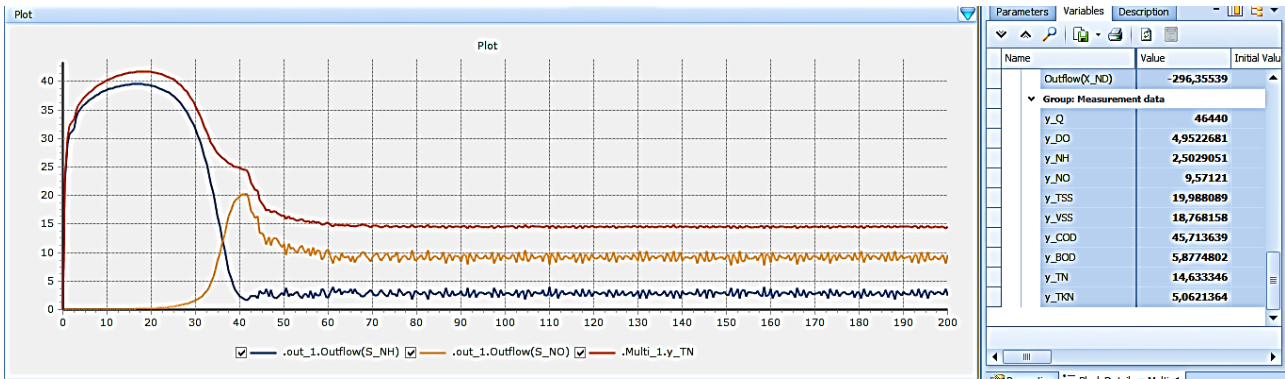


Fig. 58 – Concentrazione dei nitrati, dell'ammoniaca e dell'azoto totale in uscita impianto considerando un ricircolo della miscela aerata pari a 5

Aumentando il ricircolo del mixed liquor fino a 5 volte la portata in ingresso, si è notato come l'azoto venga efficacemente abbattuto e come tutti gli inquinanti in uscita rispettino i limiti di legge, ad eccezione dell'azoto totale, il quale può essere legato a due fattori come la necessità di calibrare il modello con le cinetiche enzimatiche e, in misura minore, ad un maggior approfondimento del frazionamento semplificato.

A titolo di esempio è stato osservato come, assumendo il ricircolo della miscela aerata pari a 5 e scegliendo un frazionamento prestabilito si riuscisse ad avere il completo abbattimento dell'azoto ed il rispetto, per tutti gli inquinanti, dei limiti di legge.

S_i	S_s	X_s	X_i
2%	43%	45%	10%

COD	S_i	S_s	X_s	X_i	S_{ND}	X_{ND}	X_{BH}
252	5,04	108,36	113,4	25,2	1,87	4,54	12,6

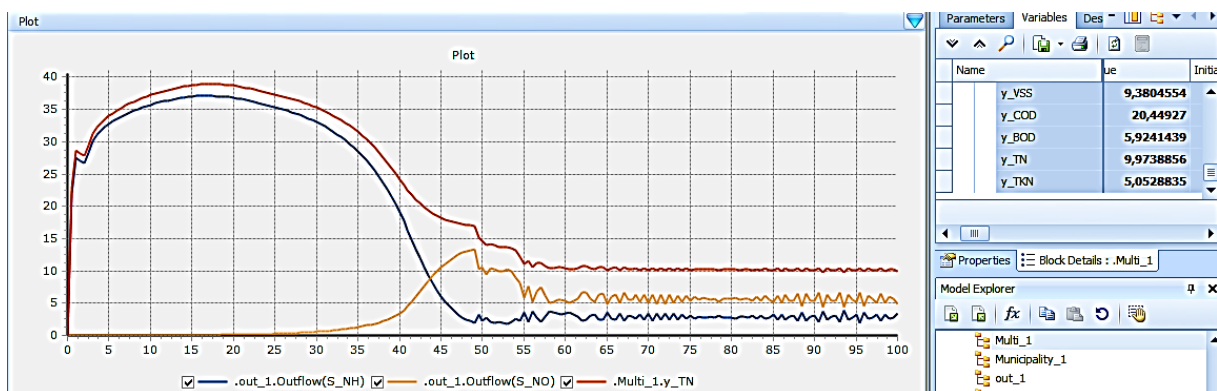


Fig. 59 - Concentrazione dei nitrati, dell'ammoniaca e dell'azoto totale in uscita impianto utilizzando un frazionamento imposto

3.4. RISULTATI ANALISI MICROSCOPICHE

Per ogni campione di fango prelevato dall'impianto di Forlì è stata eseguita una analisi microscopica a fresco e le due colorazioni Gram e Neisser.

3.3.1. Osservazioni a fresco

Dalle osservazioni a fresco è stata analizzata l'abbondanza di determinati microrganismi che costituiscono la microfauna all'interno dei fanghi attivi e che possono rappresentare un indice qualitativo sull'efficienza dell'impianto.

In particolar modo è stata osservata una abbondanza di *protozoi ciliati batteriofagi*, essi si nutrono per la maggior parte di batteri dispersi nella miscela aerata, anche se alcuni ciliati predano altri ciliati di dimensioni inferiori, ma anche di batteri patogeni e fecali, che vengono incanalati dalla frazione liquida alla regione orale attraverso *correnti ciliari*. È stata identificata solo una specie di protozoi ciliati natanti probabilmente perché questi, rispetto alle forme sessili che sono attaccate al fiocco e le forme mobili che sono in prossimità dello stesso, vengono più facilmente dilavati fuori dal sistema attraverso l'effluente.

Tra i protozoi ciliati mobili sono stati osservati microrganismi quali: *Chilodonella uncinata*, *Trochilia*, *Aspidisca cicada* e tra la famiglia delle Amebe le *Acercelle*, anche se questi co-dominano il fango sia nella forma sessile che in quella natante in funzione del carico organico.

La chilodonella è un ciliato di forma ovale, appiattito lungo il margine, ha una superficie ventrale piatta recante numerose fila di ciglia, è flessibile e si muove strisciando sul substrato con la superficie ventrale del fiocco. È abbastanza comune nei fanghi attivi, si nutre di diatomee, alghe e batteri, e la sua presenza caratterizza effluenti di discreta qualità.

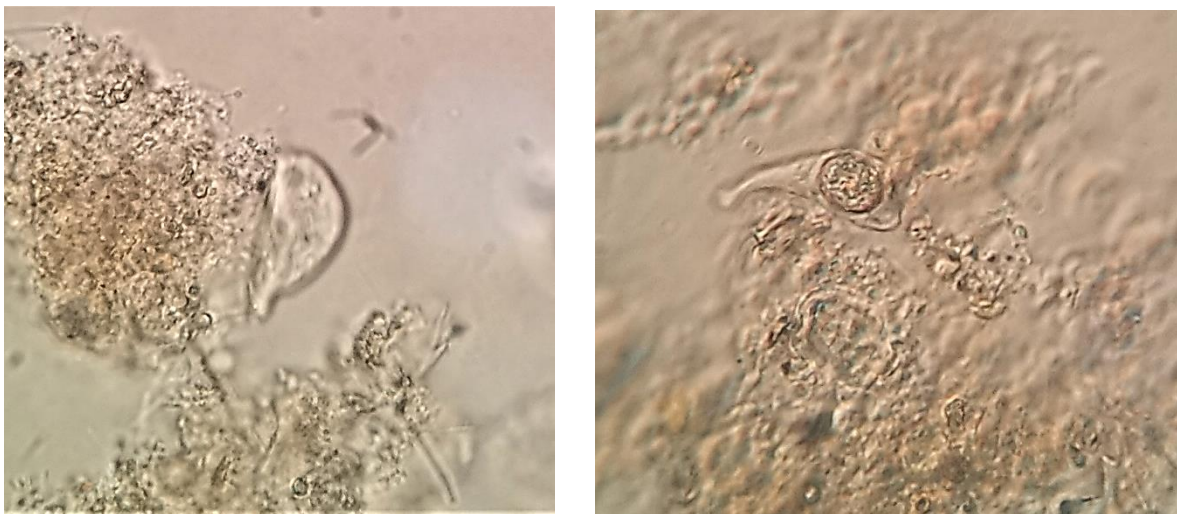


Fig. 60 e 61 – *Chilodonella uncinata* vista laterale (in Fig. 56 internamente è visibile probabilmente una ameba del quale si era nutrita) osservata al microscopio ottico in un campione di fango attivo dell'impianto di Forlì, con luce diretta, 400X



Fig. 62 – Trochilia sulla sommità del fiocco, osservata al microscopio ottico su un campione di fanghi attivi dell'impianto di Forlì, con luce diretta 400X

La presenza di Trochilia è stata osservata in presenza massiccia sui campioni in esame, ha la ciliatura somatica composta da cirri (ciglia saldate fra loro) situati sulla superficie ventrale del corpo. Il corpo è appiattito dorsoventralmente e spesso presenta una pellicola rigida, attraverso i cirri si spostano sul fiocco di fango e per questo vengono denominati "ciliati mobili di fondo". Compiono negli impianti quando il fiocco di fango è ben formato e la loro presenza è spesso associata a quella di ciliati sessili e di mobili quali la Chilodonella.

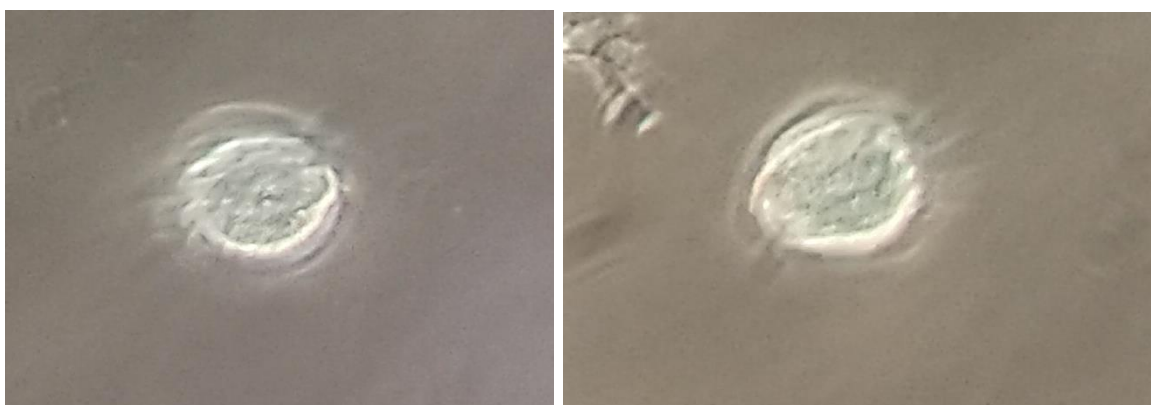


Fig. 63 – Aspidisca cicada osservata al microscopio ottico su un campione di fanghi attivi dell'impianto di Forlì, in contrasto di fase 1000X

L'Aspidisca Cicada è di piccole dimensioni e di forma tondeggianti ricoperta da una rigida pellicola sul dorso, la superficie ventrale è piatta e presenta sette cirri frontali e cinque trasversali. Si muove con estrema rapidità sul fiocco di fango per mezzo dei cirri, la cavità orale si apre nella parte posteriore del margine sinistro e si nutre di batteri. La sua presenza è molto comune nei fanghi attivi ed è spesso associata alla presenza di Vorticella Convallaria, con cui vive in competizione, indica

condizioni di stabilità in vasca di aerazione con un bilanciamento tra carico organico e fango prodotto, rimosso e ricircolato, inoltre è associata ad una buona efficienza di depurazione.

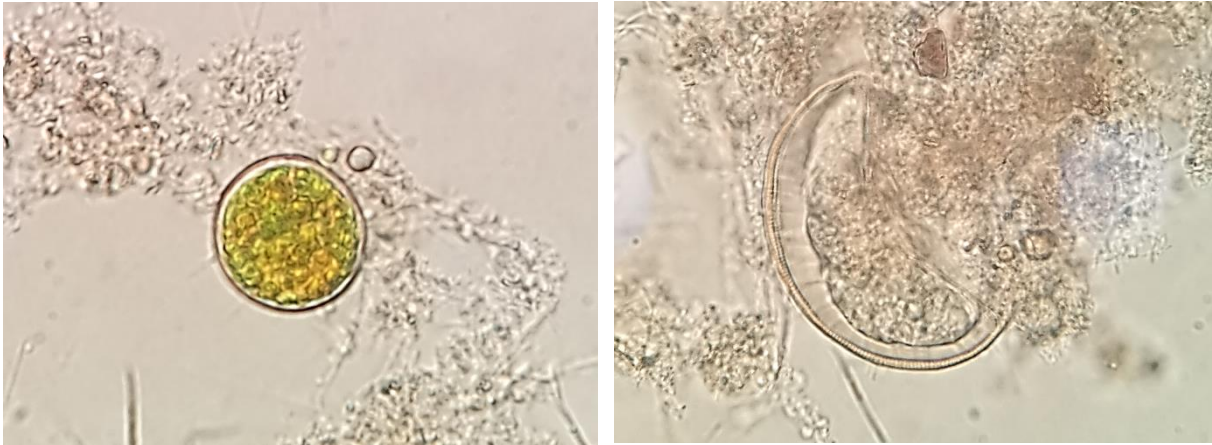


Fig. 64 e Fig. 65 – A sinistra Arcella viva, a destra Arcella in fase di morte, entrambe osservate al microscopio ottico su un campione di fanghi attivi dell’impianto di Forlì, a luce diretta 400X

Le amebe sono protozoi privi di membrana cellulare che si muovono per mezzo di pseudopodi, alcune posseggono una teca di materiale organico, in questo studio è stata osservata la presenza numerosa di Arcella, ossia una ameba protetta da un guscio rigido di origine proteica, discoidale, dalla parte centrale escono i pseudopodi digitiformi e negli individui vivi il citoplasma è osservabile attraverso il guscio di color giallognolo. Questi protozoi colonizzano il fango di impianti a basso carico, e si possono trovare all’interno di vasche di aerazione che operano la rimozione dell’azoto.

Tra i protozoi ciliati sessili è stata osservata la presenza di: *Vaginicola*, *Epistylis* e *Opercularia*.



Fig. 66 – Vaginicola osservata al microscopio ottico su un campione di fanghi attivi dell’impianto di Forlì, a luce diretta, 200X

Appartengono alla famiglia di Vaginicolidae gli individui di forma allungata, cilindrica, provvisti di una lorica che si attacca al substrato attraverso il lembo posteriore. La lorica può ospitare uno o due individui che sono saldi alla stessa per mezzo della loro estremità inferiore. Tra tutte le analisi microscopiche eseguite a fresco sul campione solo una volta è stata osservata la presenza di Vaginicola, non è quindi possibile dire con certezza se possa trattarsi di un caso isolato ma la sua presenza è indicativa per impianti a basso carico e lunga età del fango.



Fig. 67 e Fig. 68 – Epistylis osservata al microscopio ottico su un campione di fanghi attivi dell'impianto di Forlì, in contrasto di fase 400X

Gli Epistylis sono organismi coloniali, che possono raggiungere dimensioni molto estese, sono riconoscibili dalla non contrattilità del gambo e dalla evidente contrattilità del corpo. La loro presenza frequente rappresenta negli impianti di depurazione una buona qualità dell'effluente.

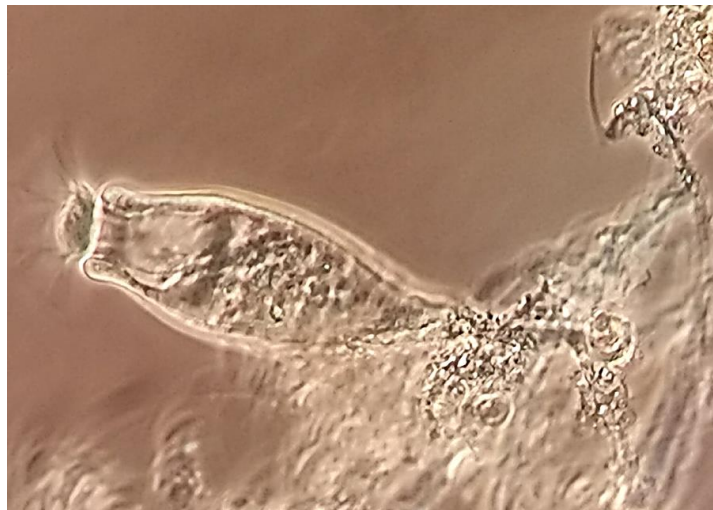


Fig. 69 – Opercularia osservata al microscopio ottico su un campione di fanghi attivi dell'impianto di Forlì, in contrasto di fase 400X

Non abbondanti ma comunque significativi sono state le individuazioni all'interno del fango di Opercularia, possono trovarsi all'interno dei fanghi attivi sia raggruppati in colonie non molto numerose (massimo quattro/otto individui) ma anche come individui singoli. Hanno il peduncolo non contrattile e la ciliatura orale che si estende intorno ad una struttura che fuoriesce dal peristoma all'apice anteriore del corpo. Sono una specie molto tollerante a condizioni stressanti e la loro presenza indica un funzionamento sub-ottimale dell'impianto accompagnato da valori di ossigeno leggermente bassi e carichi in ingresso variabili.

Solo una specie di ciliato natante è stata osservata all'interno dei campioni di fango attivo, quale *Cinetochilium*, un piccolo ciliato natante di forma discoidale appiattito, la cavità orale è provvista di una membrana parorale ridotta e si apre nella regione posteriore del corpo. Il macronucleo è sferico e più o meno centrale, presenta ciliature solo sulla superficie ventrale. La presenza di questo microrganismo è stata osservata in fanghi attivi con buone condizioni di depurazione.



Fig. 70 – Cinetochilium osservata al microscopio ottico su un campione di fanghi attivi dell'impianto di Forlì, in luce diretta, 400X

Inoltre, su due provini, è stata osservata la presenza di Rotiferi, un metazoo. Questi hanno una complessità organizzativa per cui hanno tempi riproduttivi maggiori rispetto ai protozoi, difatti la loro presenza nei fanghi attivi è limitata a forme semplici con tempi di generazioni inferiori all'età del fango, sono indicatori generalmente di una età del fango piuttosto alta. Il Rotifero esplica la rimozione dei batteri non flocculati ancora in sospensione con un contributo alla formazione del fiocco attraverso l'espulsione del materiale non digerito che agisce da nucleo alla creazione nella

crescita del fiocco di fango. Alcuni autori li considerano come indicatori di un grado di depurazione di oltre il 90-95% in impianti a fanghi attivi.

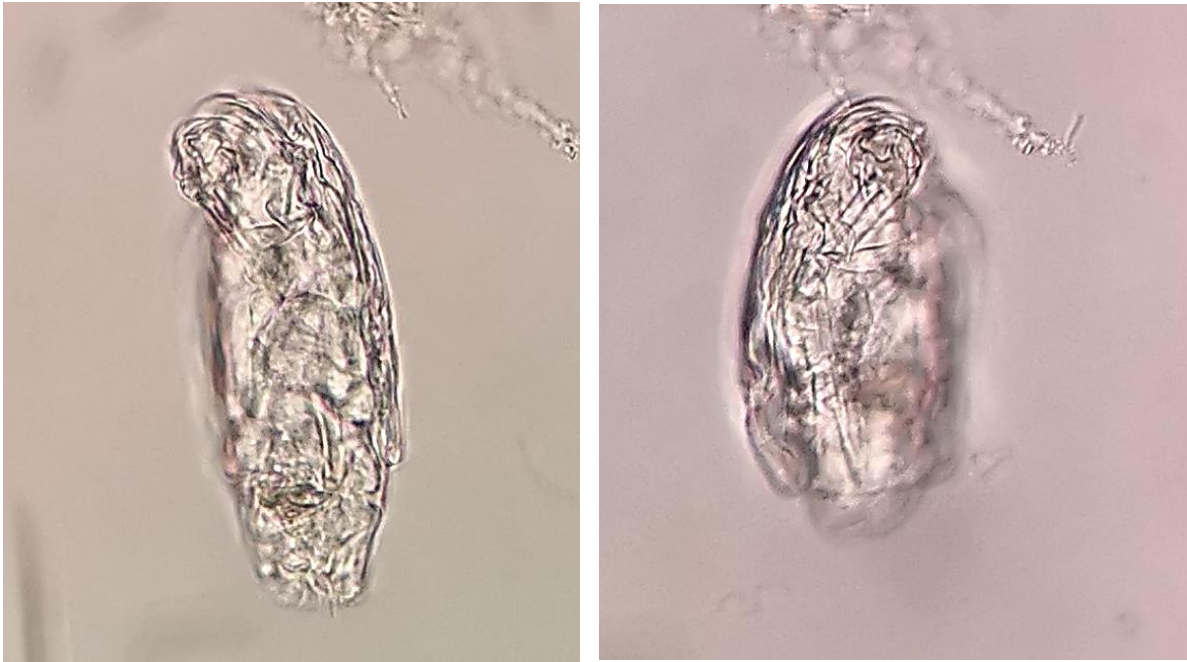


Fig. 71 e Fig. 72 – Apertura e chiusura di un rotifero osservato su un campione di fango attivo prelevato dall’impianto di Forlì, a luce diretta, 400X

Si segnala anche la presenza comune su tutti i campioni di accumuli di spore sui fiocchi di fango, questi costituiscono l’alimento dei sessili.



Fig. 73 – Accumuli di spore sui fiocchi di fango attivo prelevato dall’impianto di Forlì, luce diretta, 400X

3.3.2. Colorazioni

La biocenosi dei fiocchi biologici è estremamente complessa e caratterizzata da un delicato equilibrio fra le specie batteriche: accanto alla classe di microrganismi che è responsabile della formazione del fiocco biologico e della degradazione della maggior parte della materia organica (batteri fiocco formatori), ve ne sono altri che, pur partecipando al processo depurativo, se presenti in elevate quantità possono creare problemi gestionali (batteri filamentosi), per la descrizione delle principali alterazioni che possono verificarsi si rimanda al Capitolo 2.

A causa della limitatezza delle informazioni ottenibili con osservazioni a fresco sui batteri filamentosi si ricorre all'utilizzo di coloranti che consentono di aumentarne il contrasto. Esistono due tipi di coloranti: positivo e negativo. Un colorante negativo aumenta il contrasto, aumentando l'opacità del fondo; quelli positivi invece, permettono una più semplice identificazione batterica, semplificando la loro visualizzazione, la comprensione della loro natura e la localizzazione delle strutture cellulari. Si riporta in Tab. 15 i principali gruppi batterici e le loro corrispettive colorazioni.

In questo studio si vuole andare ad investigare le cause che possono portare alla formazione di schiume sulla superficie dei bacini di aerazione e sui sedimentatori, in quanto è uno dei maggiori problemi che si incontrano nella conduzione e controllo dei processi a fanghi attivi. Queste schiume, la cui rimozione diventa onerosa sia dal punto di vista tecnico che economico, possono fuoriuscire con l'effluente provocando un peggioramento della qualità dell'acqua depurata.

	Microrganismo	Funzione	Colorazioni	Riferimento
Batteri fiocco-formatori Eterotrofi	<u>Batteri aerobici tradizionali</u> <i>Zooglea, Flavobacterium, Alicaligenes, Aeromonas, Pseudomonas</i>	Ossidazione del carbonio organico	Gram negativi	Pike, 1972
	<i>Bacillus</i>		Gram positivi	Pike, 1972
	<u>Batteri denitrificanti</u> <i>Pseudomonas, Bacillus, Xantomonas, Alcaligenes, Thiobacillus</i>	Riduzione del nitrato ad azoto elementare	Gram negativi a parte il Bacillus	Pike, 1972
	<u>Batteri fosforo accumulanti</u>	Riduzione del fosforo		Tandoi <i>et al.</i> , 1998
	<u>Batteri "G"</u>	Competitori dei batteri fosforo accumulanti		Blackall <i>et al.</i> , 1997
Autotrofi	<u>Batteri nitrosanti</u> <i>Nitrosomonas, Nitrosospira, Nitrosococcus, Nitrosocystis</i>	Ossidazione dell'ammoniaca a nitrito	Gram negativi	Mobarry <i>et al.</i> , 1996
	<u>Batteri nitratanti</u> Nitrobacter, Nitrospina, Nitrococcus	Ossidazione del nitrito a nitrato	Gram negativi	Mobarry <i>et al.</i> , 1996
Batteri fiocco formatori	<i>Microthrix Parvicella, Thiothrix sp.,</i>	Formazione di schiume	Gram positivi e Neisser negativo	Ramadori e Tandoi, 1992
	<i>Nostocoida limicola, Tipo 021N, Sphaerotilus natans, ecc..</i>	Ossidazione carbonio organico	Neisser positivo e Gram negativo	

Tab. 15 – Principali gruppi batterici riscontrati nel fango attivo

Sui quattro campioni di fango che sono stati analizzati solo su uno è stata rinvenuta la presenza dei due principali batteri che possono causare la formazione di schiume e di bulking: la *Microthrix parvicella* e la *Nocardia*.

La prima presenta filamenti irregolari piegati e disposti in grovigli all'interno dei fiocchi o liberi nel mezzo liquido dove possono essere organizzati in piccoli fasci, quasi a sembrare dei capelli. Non si osserva su tale filamento crescita batterica sessile. I filamenti sono fortemente Gram positivi e Neisser negativi; possono però presentare granuli di Neisser positivi.



Fig. 74 e 75 – M. parvicella osservata al microscopio ottico, colorazione Gram a sinistra e colorazione Neisser a destra, su un campione di fango prelevato dalla vasca di ossidazione dell'impianto di Forlì, luce diretta, 1000X

Mentre i secondi sono filamenti più semplici da identificare sia per la presenza di ramificazioni del tricoma che per la reazione positiva alla colorazione Gram. I filamenti sono di dimensioni ridotte, irregolarmente piegati e generalmente ramificati. Si riscontrano principalmente all'interno dei fiocchi. Non è presente la guaina né si osserva crescita batterica sessile. Neisser negativo, può presentare granuli Neisser positivi.



Fig. 76 – Nocardia osservata al microscopio ottico in colorazione Gram su un campione di fango attivo prelevato dall'impianto di Forlì, luce diretta, 1000X

CONCLUSIONI

Dallo studio di questa tesi è emerso come il biota possa essere correlato con il refluo in ingresso, caratterizzato da un basso carico (COD_{in} di 252 mg/l e BOD_{in} di 108 mg/l). Dalle analisi microscopiche è stata evidenziata la presenza di microrganismi, come i protozoi ciliati, che migliorano la qualità dell'effluente, attraverso la predazione della maggior parte di batteri dispersi nella miscela aerata che continuamente entrano nel sistema attraverso il liquame.

Un fango dove mobili di fondo e sessili dominano su pochi flagellati e pochissimi ciliati natanti, come nel caso in esame, è caratteristico di un impianto con buon rendimento di depurazione, dove il fiocco risulta essere ben formato, e con batteri dispersi nel mixed liquor scarsi e con un BOD nell'effluente basso (BOD_{out} pari a 10 mg/l).

Dalle colorazioni è emerso come i campioni siano prevalentemente Gram negativi, nella maggior parte dei provini non è stata rilevata la presenza di batteri filamentosi che possano causare formazione di schiume e di bulking filamentoso, quali la Parvicella e Nocardia. Solo nell'ultima osservazione si può notare la presenza di questi, attribuibile all'analisi del campione avvenuto di lunedì, dopo che, durante il fine settimana, la capacità di smaltimento del fango sono più contenute per via di uno stoccaggio che non garantisce un prodotto a pieno regime

Anche se dalle prove respirometriche non è stato possibile ottenere un frazionamento valido, attraverso il metodo STOWA è stato possibile ricavare un buon frazionamento sulla base di dati annui. Questo ci ha permesso di notare come la frazione di COD solubile non biodegradabile S_i sia molto bassa (7%), il che equivale ad un COD in uscita ridotto (26,4 mg/l), la frazione di COD solubile rapidamente biodegradabile S_s, utilizzata in gran parte nella denitrificazione, è più alta rispetto ai valori standard (26%) il che comporta un maggior lavoro delle vasche di pre-denitrificazione, difatti è stato dimostrato dalla modellazione software come aumentando il ricircolo si riesca ad abbattere più efficacemente l'azoto. Le frazioni di COD particolato biodegradabile (X_s pari al 48%) e non biodegradabile (X_i pari al 19%) rientrano tra i valori di letteratura, il che indica un buon funzionamento della vasca di ossidazione e di rimozione della componente non biodegradabile attraverso l'uscita dei fanghi.

In conclusione, l'impianto lavora efficientemente, le analisi chimiche, respirometriche, microscopiche e anche le simulazioni con il SW hanno avvalorato la presenza di influenti poco carichi, una buona efficienza di rimozione degli inquinanti, la presenza di un fango giovane con basse età del fango. Inoltre, dall'utilizzo del modello WEST emerge l'opportunità, attraverso una migliore gestione del ricircolo della miscela aerata, di abbattere al meglio i parametri azotati, al contempo, dall'analisi della gestione della linea fanghi, l'aumento del volume del contenimento degli stessi, durante il fine settimana, consentirebbe di inibire lo sviluppo di specie batteriche filamentose potenzialmente pericolose per la formazione di schiume e di bulking.

BIBLIOGRAFIA

- M. Mancini, G. L. Bragadin (2007), *Depurazione e smaltimento degli scarichi urbani*, Pitagora Editrice Bologna;
- Foladori, P. P. (2016), *Schemi di processo convenzionali e non convenzionali*, Trento;
- Giovanni De Feo, Sabino De Gisi, Maurizio Galasso (2012), *Acque reflue, progettazione e gestione di impianti per il trattamento e lo smaltimento*, Dario Flaccovio Editore;
- I. Fantei, F. Strumia, S. Soprani (1987), *Microbiologia e depurazione, la microbiologia al servizio del gestore degli impianti di depurazione aerobici*, Russi (RA);
- Istituto di ricerca sulle acque del consiglio nazionale delle ricerche (1999), *Il problema del bulking filamentoso e delle schiume biologiche negli impianti a fanghi attivati*, Quaderni, Roma;
- G. Andreattola, P. Foladori, G. Ziglio (2002), *Respirometria applicata alla depurazione delle acque*, Università degli studi di Trento;
- G. Andreattola, P. Foladori, G. Ziglio (2005), *Dal monitoraggio convenzionale alla verifica avanzata del processo a fanghi attivi*, Università degli studi di Trento;
- P. Foladori, C. Ciocchetta (2016), slide meeting corso IREN, Progetto di ricerca, tecniche respirometriche applicate agli impianti a fanghi attivi, Università degli studi di Trento;
- Università degli studi di Trento, Dipartimento di Ingegneria, Civile e Meccanica, *Protocollo operativo, misura delle cinetiche di ossidazione della sostanza organica e di denitrificazione*;
- APAT e IRSA-CNR (2003), *Metodi analitici per le acque, volume primo*, Roma;
- APAT e IRSA-CNR (2003), *Parametri fisici, chimici e chimico-fisici*, Roma;
- APAT e IRSA-CNR (2003), *Metodi analitici per le acque, volume secondo, sezione 5000*, Roma;
- M. Ottaviani, L. Bonadonna (2007), *Metodi analitici di riferimento per le acque destinate al consumo umano ai sensi del DL.vo 31/2001. Metodi chimici*, Istituto superiore della Sanità;
- Metodo 5135, Manuale ISPRA, *Procedura per la determinazione della richiesta biochimica di ossigeno mediante test in cuvetta*;
- V. D. Colucci (2011), *Tesi di dottorato di ricerca in metodi e tecnologie per il monitoraggio ambientale*, Università degli studi della Basilicata;
- Impianto di depurazione di Forlì (www.gruppohera.it);
- D. Jenkins, M. G. Richard, G. T. Daigger (1993), *Manual on the causes and control of activated sludge bulking and foaming*, Lewis Publishers, Michigan;

Curds et al. (1968), *Studies on the Growth and Feeding of Tetrahymena pyriformis in Axenic and Monoxenic Culture*, Research Article, Microbiology Society;

Xu Sulan, Hultman, Bengt (1998), *Experiences in wastewater characterization and model calibration for the activated sludge process*, Water Sci, Technol;

WJ Ingledew, RK Poole (1984), *The respiratory chains of Escherichia coli*, *Microbiology Reviews*;

Henze et al (1987), *ASM 1, Task Group IAWQ International Association for Water Quality*;

J. Wanner (1997), *Microbial population dynamics in biological wastewater treatment plants*, IAWQ Scientific and Technical Report n. 5;

Orthon D., Artan N. (1994), *Modelling of Activated Sludge Systems*, Technomic Publ. Co.;

V. Tandoi, S. Rossetti, L. Blackall, M. Majone (1998), *Some physiological properties of an Italian isolate of "Microthrix parvicella"*, Water Science and Technology, London;

B. K. Mobarry, M. Wagner, V. Urbain, B. E. Rittmann, D. A. Stahl (1996), *Phylogenetic probes for analyzing abundance and spatial organization of nitrifying bacteria*, Applied and Environmental Microbiology, American Society for Microbiology.

RINGRAZIAMENTI

Mi è doveroso dedicare questo spazio del mio elaborato alle persone che hanno contribuito, con il loro instancabile supporto, alla realizzazione dello stesso.

Ringrazio il mio professore e relatore Maurizio Mancini e la prof.ssa Paola Foladori per la grande opportunità che mi hanno dato, grazie a voi il mio bagaglio culturale si è arricchito e con esso anche la mia passione per questo settore.

Ringrazio il mio correlatore Francesco Avolio, il quale in questo percorso è stato come un secondo padre per me, il mio pilastro portante, ti ringrazio per la grande pazienza avuta, per la sincerità e la schiettezza che ti contraddistingue, per le risate ma anche per i rimproveri, quelli costruttivi, che non guastano mai.

Claudio Salmi e Massimo Galeotti, vi ringrazio per la grande disponibilità ed opportunità che mi avete dato, è stato un grande piacere poter vedere di persona i vostri impianti così efficienti e ricchi di tante piccole particolarità, ma soprattutto vedere con quanta passione ogni giorno ve ne prendiate cura.

Oriano Bastelli e Giuliano Bussolari, per la vostra incommensurabile gentilezza, grazie a voi le lunghe giornate in impianto sono state molto più piacevoli.

Agnese, la mia collega di corso e di tirocinio, grazie per l'appoggio ed il grande aiuto che mi hai dato in questi mesi di duro lavoro.

I miei genitori, Lucia e Giacomo, e i miei carissimi nonni, che mi hanno permesso di raggiungere questo grande traguardo. Voi che credete in me, appoggiate ogni mia decisione e mi dimostrate sempre grande fiducia, spero di avervi reso orgogliosi e riempito di gioia, come quella che, ogni giorno, voi donate a me.

A Giuseppe, che in questo ultimo anno mi ha insegnato tanto, tra le quali ad andare in bicicletta. Ci sei sempre stato, pronto ad aiutarmi, a sostenermi e ad avere grande pazienza con me, per questo te ne sarò per sempre grata.

A Marsia, che mi conosce meglio di una sorella, grazie per essere sempre stata presente nonostante la distanza ed i problemi di ogni giorno.

Ad Alessandra e Maurizio che mi hanno fatto capire l'importanza di apprezzare le piccole cose e di quanto spesso assumere un atteggiamento positivo possa stravolgerci la giornata.

A Mariolina, Alessandra, Clara, Anna, Gianmarco, Ada, Marco e tutti gli altri che mi avete regalato momenti di gioia e serenità in questo lungo percorso, senza di voi non sarebbe stato lo stesso, vi ringrazio di cuore.